# BORBOLETAS E MARIPOSAS DE SANTA CATARINA

## *Uma introdução*

**Elton Orlandin**
**Mario Arthur Favretto**
**Monica Piovesan**
**Emili Bortolon dos Santos**

# BORBOLETAS E MARIPOSAS DE SANTA CATARINA

## *Uma introdução*

**Elton Orlandin**

**Mario Arthur Favretto**

**Monica Piovesan**

**Emili Bortolon dos Santos**

1ª Edição

Campos Novos
Mario Arthur Favretto
2016

# OS AUTORES

**Elton Orlandin**

Acadêmico de Ciências Biológicas da Universidade do Oeste de Santa Catarina (UNOESC).

**Mario Arthur Favretto**

Biólogo, formado pela Universidade do Oeste de Santa Catarina (UNOESC), com especialização em Gestão Ambiental pela Universidade Católica Dom Bosco (UCDB), mestre em Ecologia e Conservação pela Universidade Federal do Paraná (UFPR).

**Monica Piovesan**

Bióloga, formada pela Universidade do Oeste de Santa Catarina (UNOESC), aluna de mestrado em Entomologia na Universidade Federal do Paraná (UFPR).

**Emili Bortolon dos Santos**

Bióloga, formada pela Universidade do Oeste de Santa Catarina (UNOESC), mestre em Entomologia pela Universidade Federal do Paraná (UFPR).

# SUMÁRIO

# APRESENTAÇÃO

O estado de Santa Catarina originalmente possuía uma cobertura vegetal composta pelas seguintes formações fitogeográficas: Floresta Ombrófila Densa, que originalmente cobria 31% da área deste estado, Floresta Ombrófila Mista que ocupava 45%, Floresta Estacional Decidual (8%), Campos Naturais (14%) e outras formações como, por exemplo, restingas e manguezais (2%)[1]. Muitas destas formações atualmente constituem-se apenas de diversos e pequenos fragmentos de vegetação isolados, onde certamente, muita de sua biodiversidade foi perdida.

O estado de Santa Catarina possui um conhecimento significativo acerca de sua biodiversidade, possuindo informações sobre suas aves[2], mamíferos[3], peixes[4], anfíbios[5], formigas[6], e flora em geral, por meio dos trabalhos da Flora Ilustrada Catarinense iniciados por Raulino Reitz.

Com o objetivo de contribuir para este conhecimento, o presente trabalho teve como base a lista das espécies de Lepidoptera (borboletas e mariposas) registradas em Santa Catarina e compiladas por Piovesan e colaboradores[7], com acréscimo de novos registros pessoais e informações de diversos livros e artigos adicionais, resultando no registro de 1637 espécies de borboletas e mariposas.

# BORBOLETAS E MARIPOSAS

*Elton Orlandin*

Borboletas e mariposas pertencem à ordem Lepidoptera (*lepidos* = escamas, *pteron* = asas), da classe Insecta. São insetos holometábolos, ou seja, possuem ciclo de vida composto por quatro fases de desenvolvimento: ovo, larva, pupa (crisálida) e adulto[8].

Os ovos normalmente são cilíndricos e pequenos (cerca de 1 mm). No entanto algumas espécies podem ter ovos grandes (até 4 mm), ou ainda achatados ou alongados, com nervuras externas distribuídas de diversas formas conferindo-lhes diferentes esculturas. São postos de forma isolada ou em grupos, geralmente sobre plantas ou no solo, na maioria das vezes sobre ou próximo à planta a qual a larva se alimenta[9].

As larvas são popularmente denominadas de lagartas e sofrem de quatro a oito instares (estágios). Possuem três pares de pernas no tórax e de um a cinco pares de falsas pernas no abdômen, também conhecidas por pseudópodes. Em sua maioria se alimentam de tecido vegetal, possuindo para isso aparelho bucal mastigador. Algumas larvas liberam substâncias químicas que podem ser irritantes, ou ainda têm os corpos cobertos de cerdas muitas vezes urticantes, que podem causar sérias complicações à saúde[10].

A fase de pupa também é bastante diversificada, com as lagartas podendo deixar ou não a planta hospedeira para empupar. Grupos de borboletas principalmente podem empupar penduradas pela extremidade caudal ou de forma semiereta, presa também por um cinto que circunda o meio do corpo da pupa. Outras, no final da fase larval, prendem com seda as bordas laterais opostas de uma folha construindo um abrigo e assim empupando. Mariposas geralmente constroem casulos de seda antes de empupar, estes variam muito entre os grupos e espécies. Algumas constroem abrigos na serrapilheira juntando restos vegetais com fios de seda, enquanto outras se enterram no solo, em maiores ou menores profundidades[11].

Os adultos caracterizam-se por terem seus corpos e asas cobertos por escamas, dois pares de asas na grande maioria das espécies, dois olhos compostos grandes, com as peças bucais quase sempre em forma de uma probóscide suctória (espirotromba). Em sua maioria se alimentam de néctar, suco de frutos maduros, seiva e material orgânico em decomposição. Há também muitas espécies que não se alimentam quando adultos[12].

Algumas espécies possuem dimorfismo sexual, ou seja, machos são geralmente mais coloridos e menores, e em alguns casos as fêmeas são ápteras, não possuem asas. Outras possuem cores aposemáticas, ou seja, cores que servem de advertência a seus predadores quanto a sua suposta impalatabilidade. Há ainda aquelas com cores crípticas, mimetizando a cor e forma de folhas secas, ou ainda a cor de troncos de árvores. As fêmeas e os machos de espécies noturnas geralmente atraem o sexo oposto por meio de feromônios. A grande maioria coloca ovos (ovíparos), mas a ovoviviparidade e a partenogênese pode ocorrer em algumas espécies[12].

# ORIGEM E EVOLUÇÃO DE LEPIDOPTERA

*Monica Piovesan*

*Elton Orlandin*

Até o final do período Cambriano, em torno de 510 milhões de anos atrás, a vida na Terra, com exceção de alguns microrganismos, concentrava-se no ambiente aquático[13]. A partir deste período, evidenciado pelo grande número de fósseis, houve a enorme diversificação de formas de vida, com os artrópodes (Filo Arthropoda) sendo dominantes. Apêndices locomotores e um exoesqueleto (esqueleto externo) são as principais características deste Filo[14].

No decorrer do período Ordoviciano (510 a 439 milhões de anos atrás) iniciou-se o processo de colonização do ambiente terrestre. As plantas, por serem organismos autótrofos, capazes de produzir seu alimento através da fotossíntese (ou seja, por meio de reações físico-químicas entre luz solar, dióxido de carbono e água) foram os primeiros organismos a invadi-lo. A adaptação de organismos autótrofos aquáticos à vida terrestre possibilitou também esta adaptação por parte dos organismos heterótrofos, que não produzem seu próprio alimento e assim obtém sua energia alimentando-se de outros seres vivos[13]. Dentre os animais, os artrópodes, foram os pioneiros. Aracnídeos, centopeias e miriápodes deixaram os mares, adaptando-se, e passando a explorar a úmida vegetação costeira do Siluriano (440 a 408 milhões de ano atrás)[14].

Descendentes diretos de uma linhagem de crustáceos[15, 16], os Hexapoda, grupo de artrópodes com seis pernas, surgiram no Devoniano (408 a 362 milhões de anos atrás)[14]. A origem dos insetos ocorreu quando seus ancestrais já haviam se estabelecido em ambiente terrestre[17]. Provavelmente os primeiros insetos eram detritívoros, ou seja, alimentavam-se de partes mortas de plantas e fungos[18], sendo que só mais tarde passaram à herbivoria. Os indícios mais antigos de herbivoria foram encontrados em folhas fossilizadas de uma espécie de samambaia, na atual Austrália, e datam do início do período Carbonífero (362 a 290 milhões de anos atrás)[19].

Do Devoniano até o Jurássico (208 a 145 milhões de anos atrás), período em que predominaram plantas sem flores e frutos, os registros fósseis dão conta de que não havia uma diversidade tão grande de insetos. No entanto, o aparecimento de insetos parasitoides, no Jurássico[20], e o surgimento das Angiospermas (plantas com flores e frutos) no Cretáceo (145 a 65 milhões de anos atrás), levou ambos, insetos e plantas, a um grande aumento de diversidade[17, 21].

O surgimento de insetos parasitoides Hymenoptera (vespas) e Diptera (moscas da família Tachinidae), marca o início de uma nova interação alimentar, com larvas de insetos alimentando-se principalmente dentro de larvas vivas de outros insetos[20]. Essa interação proporcionou uma intensa diversificação, com muitos parasitoides, no decorrer do processo evolutivo, se especializando em diferentes formas de parasitoidismo, chegando a tal ponto do parasitoide possuir seu próprio parasitoide. Em contrapartida, larvas visadas por parasitoides, que possuíam alguma característica capaz de evitá-lo, chegavam a fase adulta deixando descendentes e aumentando a sua população. No entanto, a variação genética acabava propiciando o aparecimento de um parasitoide capaz de ludibriar as características defensivas de sua presa, e nesse processo, em longo prazo, surgiam novas espécies.

Ao visitarem as plantas em busca de alimento, os insetos predavam principalmente suas folhas, diminuindo a capacidade fotossintética das mesmas, consequentemente causando prejuízo às plantas. Com o passar do tempo, por meio de processos de seleção natural, variedades de plantas que produziam substâncias ou estruturas morfológicas capazes de repelir o ataque dos insetos, passaram a ter maior sucesso reprodutivo deixando mais descendentes com estas características. Dessa forma, houve um aumento de tais características nas populações vegetais e em decorrência desse sucesso, ocorreu um aumento no número de vegetais resistentes aos ataques de insetos. Em contrapartida, os insetos também sofreram seleção natural de forma a proliferarem variações que apresentavam resistência a essas substâncias ou que permitiam burlar as estruturas contra herbivoria, e que assim conseguiam ter uma reprodução diferencial, deixando mais descendentes e aumentando sua frequência nas populações. Nesse processo, como resultado da seleção natural, novas espécies surgiram, eventualmente plantas mais tóxicas ou com diferentes defesas contra fitofagia e os insetos herbívoros mais especializados para burlar essas defesas das plantas[22-24].

Outra grande responsável pela diversificação de insetos e plantas foi a polinização. Nesta interação, a planta oferece algum recurso alimentar (e.g. néctar) atraindo insetos que ao se alimentarem em várias flores, são impregnados com pólen em certas partes externas de seu corpo e transportam-no de uma planta a outra quando em busca de mais néctar. Evidências fósseis demonstram que a polinização tem sua origem com insetos que se alimentavam de pólen, inicialmente em plantas que eram polinizadas pelo vento, no início do Mesozoico (250 milhoes de anos atrás)[25]. Grandes quantidades de pólen eram espalhadas pelo vento, chegando à proximidade dos óvulos somente por acaso.

Os óvulos, que eram formados nas folhas ou em estróbilos (estrutura reprodutora), exsudavam gotas aderentes para capturar os grãos de pólen e assim ocorrer a fecundação. No decorrer do tempo, alguns insetos que se alimentavam de pólen, passaram também a se alimentar deste exsudato, transferindo, assim, o pólen de uma planta para outra. Essa forma de polinização era menos custosa para a planta, pois a mesma despendia menos gasto energético na produção de pólen[13]. Dessa maneira, plantas que possuíam estruturas mais atrativas aos insetos passaram a ter maior sucesso reprodutivo. O mesmo acontecendo com insetos que eram capazes de melhor aproveitar esse recurso alimentar ou de polinizar de forma mais eficaz[26].

Atualmente, 85% das Angiospermas são polinizadas por insetos, principalmente Hymenoptera (abelhas), Diptera (moscas), Lepidoptera (borboletas e mariposas) e Coleoptera (besouros) as quatro ordens mais diversificadas dentro de Insecta[27]. Dentre essas ordens, destaca-se Lepidoptera, a segunda ordem mais diversa, com estimativas de que haja aproximadamente 500 mil espécies[8]. As evidências fósseis demonstram que há uma estreita relação entre a evolução das angiospermas e Lepidoptera[28]. As interações entre borboletas e plantas ocorrem tanto na fase larval, quanto na fase adulta. Por esse motivo elas desenvolveram, ao longo da história evolutiva, inúmeros mecanismos adaptativos, capazes de driblar e aproveitar as defesas e os atrativos das plantas[29].

Um exemplo de adaptação em Lepidoptera foi a probóscide (ou espirotromba). Vestígios fósseis dão conta de que os primeiros lepidópteros possuíam mandíbulas funcionais, na fase adulta[28]. Essas mandíbulas eram utilizadas para macerar pólen de angiospermas basais, que ainda não haviam desenvolvido atrativos, como nectários. Fato que reforça essa hipótese é que Micropterigidae, a família mais basal, ou seja, que compartilha mais características com o ancestral que originou toda a ordem Lepidoptera, possui ainda hoje mandíbulas funcionais na fase adulta[28, 30].

Modificações nas peças bucais ocorreram de forma aleatória ao longo do processo evolutivo. E aqueles indivíduos capazes de melhor utilizar essas modificações deixaram maior número de descendentes. E assim surgiu a probóscide, um longo tubo utilizado na alimentação, empregado nos diversos hábitos de Lepidoptera. O surgimento da probóscide foi um evento importante, pois conferiu à Lepidoptera a possibilidade de explorar diferentes fontes de alimentos, e.g. obtenção de néctar em flores, sais minerais e perfuração de frutos[8].

Atualmente, dentre os lepidópteros que possuem probóscide, destacam-se as espécies da família Sphingidae. Estas mariposas apresentam essa estrutura,

algumas vezes maior que o tamanho do próprio corpo, podendo possuir uma estreita relação com as plantas (coevolução). Exemplo disso ocorre entre a orquídea *Angraecum sequipedale* e o esfingídeo *Xanthopan morganii praedicta*. Essa orquídea foi descoberta em Madagascar e possui um nectário floral com aproximadamente 30 cm de comprimento. Fascinado pela sua forma, Charles Darwin sugeriu que deveria haver algum inseto que tivesse uma probóscide tão grande quanto o nectário. Quatro décadas mais tarde, *X. m. praedicta*, foi descrita. Com uma probóscide de aproximadamente 22 cm, esta mariposa é responsável pelo papel de polinização desta orquídea[31].

Outro exemplo de adaptação da probóscide vem das espécies do gênero *Calyptra* (Erebidae). Essas mariposas que vivem em partes da Europa e da Ásia usam sua probóscide para perfurar e alimentar-se de frutos. No entanto, cientistas, em expedição na Rússia, descobriram que os machos dessas espécies podem também realizar perfurações na pele de mamíferos sugando seu sangue[32]. Análises moleculares com o intuito de estudar a evolução desse comportamento, demonstraram que o mesmo surgiu recentemente, sendo derivado do comportamento de perfurar frutos. A hipótese mais aceita é que o macho utiliza o sal (NaCl) presente no sangue da presa, como forma de presente nupcial, que é oferecido à fêmea durante o acasalamento, proporcionando dessa maneira maior produção de ovos ou ainda reposição de sal esgotado durante a oviposição[33].

Durante a fase larval, grande parte dos lepidópteros alimenta-se de vegetais. Como visto acima, as plantas que possuíam estruturas capazes de evitar a herbivoria acabavam deixando mais descentes. No entanto a variabilidade genética proporcionava o surgimento de um organismo com capacidade de eliminar ou até mesmo de aproveitar-se dessas estruturas metabolizando-a para sua própria defesa[34]. Isso fez com que surgisse uma diversidade tanto de plantas com diferentes formas de defesa, quanto de lepidópteros, capazes de transpor essas barreiras defensivas[35].

Larvas de *Pieris rapae* (Pieridae), que se alimentam em espécies de Brassicaceae (e.g. repolho) sequestram compostos destas plantas utilizando-os para evitar o ataque de formigas[36]. Já larvas de *Heliconius* spp. (Nymphalidae), ao alimentarem-se de plantas do gênero *Passiflora* (Passifloraceae) (e.g. maracujá), sequestram compostos cianogênicos (HCN), altamente tóxicos, e os utilizam em todos os seus estágios de vida, como forma de defesa contra predadores. Cientistas descobriram que a alta taxa de HCN nos ovos desses lepidópteros é resultado de uma proteína rica em HCN, que o macho passa à fêmea junto com seus espermatozoides[37]. Mariposas da subfamília Arctiinae também são capazes de armazenar,

metabolizar e utilizar compostos tóxicos de plantas utilizando-os em defesa própria. Estas substâncias conferem gosto ruim ao inseto, desencorajando assim, predadores que tentam se alimentar deste. Além disso, essas substâncias também podem ser utilizadas como feromônios, compostos químicos liberados no ar, para atrair o sexo oposto[8].

Outra estrutura adaptativa que conferiu sucesso evolutivo a Lepidoptera é a presença de escamas por todo o corpo. Não se sabe como as escamas evoluíram, mas acredita-se que estavam relacionadas à regulação da temperatura do corpo (termorregulação) ou aerodinâmica e ainda, seriam úteis no reconhecimento intraespecífico e camuflagem. Nos lepidópteros basais, as escamas seriam sólidas e sem perfurações. Já nos grupos mais recentes, as escamas possuem perfurações e são ocas[29]. A difração, passagem da luz através das escamas ocas e suas microestruturas (e.g. ranhuras) geram as cores físicas[38]. Já o depósito de substâncias químicas, muitas vezes oriundas da metabolização de substâncias químicas sequestradas das plantas, ou de sais, geram as cores denominadas pigmentares, e são responsáveis pelos padrões de coloração que se observa na ordem[11].

O órgão timpânico é outra estrutura importante na evolução de Lepidoptera. Essa estrutura pode localizar-se no abdômen, tórax ou na base das asas e é formada por uma fina membrana e um saco de ar traqueal, sendo utilizado para ouvir. O som faz a membrana vibrar, as ondas são amplificadas pelo saco de ar, gerando um impulso nervoso que é enviado ao cérebro, onde órgãos especializados percebem a distorção da membrana e respondem a ela. O órgão evoluiu para várias funções, como a corte (acasalamento) e principalmente para a fuga de predadores[29].

As mariposas, que possuem hábitos noturnos, são usualmente predadas por morcegos. Estes voam emitindo sons, utilizados para desviar de obstáculos e localizar suas presas. Quando o som “bate” no objeto e volta, o morcego consegue formar uma “imagem” e saber a que distância o objeto/presa se encontra (ecolocalização). Dessa forma, mariposas que possuem o órgão timpânico, conseguem escutar o som emitido pelo morcego e assim, realizar manobras evasivas[39].

É muito provável que inicialmente as mariposas não possuíam nada parecido com as sofisticadas habilidades sensoriais dos descendentes atuais. Mas com a adição de pequenas modificações, como a leve redução na espessura da cutícula e mecanorreceptores mais sensíveis a sons de frequências particulares, essas mariposas poderiam ter escutado as vocalizações de morcegos de maneira mais confiável.

Conseguindo assim escapar do ataque de morcegos, deixando mais descendentes[39].

A eficiência contra a predação de morcegos pode ser comprovada, pois, a audição das mariposas é mais sensível na faixa de chamada dos morcegos. Além disso, os lepidópteros com essa adaptação, assim como os morcegos, surgiram em períodos próximos, no Terciário (aprox. 65 milhões de anos atrás), e as espécies que possuem hábitos diurnos perderam o órgão timpânico ou este se apresenta não funcional[29].

A evolução de Lepidoptera, assim como de todos os organismos vivos, ocorre através de interações entre os organismos e o ambiente, sendo que aquele que possui estruturas melhor adaptadas é selecionado, sobrevive e passa suas características adiante. Adaptações a diferentes formas de captação de alimento, e desenvolvimento de estruturas contra predação foram alguns dos fatores que contribuíram para a evolução e diversificação de Lepidoptera. Porém não foram os únicos. Fatores geológicos tais como o isolamento reprodutivo causado pelo surgimento de rios e o soerguimento de montanhas, glaciações, eventos de extinção, competição e eventos estocásticos também causaram forte pressão seletiva, e o resultado é observado hoje através da imensa diversidade de hábitos, formas, cores e tamanhos que encontramos em Lepidoptera.

# PARASITOIDES EM LEPIDOPTERA

*Elton Orlandin*

As interações entre as inúmeras espécies abrangem uma gigantesca gama de variáveis, que as tornam belas (sob o ponto de vista humano, já que a natureza não possui senso de beleza). Algumas dessas interações beneficiam ambas as espécies (mutualismo). Outras apenas uma (parasitismo), enquanto a outra não perde e nem ganha nada com a interação (comensalismo). Porém é a interação consumidor-recurso, a mais fundamental na natureza, uma vez que todos os organismos precisam comer, e podem servir de alimento. As formas comuns de consumidores são predador, parasita, parasitoide, herbívoro e detritívoro[24].

Dentre as formas de interação consumidor-recurso, a forma parasitoide é uma das mais complexas. Pois de certa forma assemelham-se a parasitas, por residirem dentro do hospedeiro e comerem os tecidos, enquanto estes ainda estão vivos. Assemelham-se também aos predadores, por matarem seus hospedeiros. No entanto, a morte do hospedeiro acontece apenas após as larvas parasitoides terem completado seu desenvolvimento[40].

A maior parte dos parasitoides conhecidos são espécies da ordem Hymenoptera (vespas), e da ordem Diptera (moscas), cujas larvas consomem os tecidos de hospedeiros vivos, geralmente os ovos, as larvas ou as pupas de outros insetos. É interessante citar ainda que os parasitoides têm seus próprios parasitas, os quais são chamados de hiperparasitoides[41].

Os lepidópteros servem de hospedeiros à uma vasta gama de parasitoides. Tanto himenópteros quanto dípteros se utilizam de seus imaturos para dar continuidade às suas linhagens. Essa interação se desenvolveu ao longo de milhares de anos de coevolução, envolvendo diversas adaptações comportamentais e fisiológicas, tanto do hospedeiro, quanto do parasitoide[17].

Hospedeiros lepidópteros procuram evitar parasitoides adultos da mesma forma que evitam predadores: através de comportamentos de agregação, deixando-se cair da planta onde se encontram ou ainda, através de contorções que podem atrapalhar o ataque do parasitoide. Alguns podem também apresentar camada protetora nos ovos, cutícula mais espessa ou casulos muito emaranhados, dificultando ataques. Outros ainda regurgitam sobre o atacante, ou secretam compostos venenosos que desencorajam o ataque do parasitoide. Há ainda aqueles que possuem relações simbióticas com formigas, sendo defendidas

dos ataques por estas[42]. Quando todas essas defesas falham há ainda a possibilidade de destruir os ovos ou larvas parasitoides utilizando-se de células de defesa, os hemócitos, presentes na hemolinfa, que fagocitam e encapsulam organismos estranhos[43].

Em contrapartida, os parasitoides desenvolveram e aperfeiçoaram diversas estratégias a fim de enganar o hospedeiro ou de suprimir seu sistema imunológico. O ectoparasitoidismo consiste em depositar ovos sobre a presa, ao invés de colocá-los dentro do corpo desta, sendo uma maneira efetiva de evitar o contato dos ovos do parasitoide com o aparato fisiológico da presa, evitando assim a resposta imune. O ataque a ovos e pupas também é uma solução estratégica, já que nestas fases a resposta imune é baixa ou nula[44, 45].

O mimetismo molecular, em que parasitoides recobrem seus ovos com uma camada proteica muito parecida com as proteínas da presa, engana o sistema imune desta. E autoencapsulação, em que o parasitoide constrói uma cápsula envolvendo seus ovos, impedindo que a resposta imune da presa os destrua, também são estratégias com vistas à enganar o hospedeiro[44, 45].

Além disso, existem ainda parasitoides que realizam a supressão da resposta imune do hospedeiro, injetando vírus junto com os seus ovos, dentro do corpo da presa, fazendo com que o sistema imune se ocupe dos vírus, minimizando assim a resposta imune ao parasitoide. Há também larvas de parasitoides, que ao nascerem dentro de uma encapsulação feita pela presa, alimentam-se desta cápsula, ganhando acesso ao resto do corpo da presa[44, 45].

No entanto, contornar o sistema de proteção do hospedeiro é apenas a primeira etapa. Após vencê-la, os parasitoides precisam induzir o hospedeiro a determinadas respostas que tornem o ambiente propício ao seu desenvolvimento, em detrimento do desenvolvimento do hospedeiro. Essa indução é chamada de “Regulação Hospedeira” que implica em diversas alterações nas características naturais do hospedeiro como mudanças nas diversas atividades celulares, na quantidade e tipos de nutrientes acumulados no tecido adiposo, no comportamento alimentar, no armazenamento e produção de hormônios, e no desenvolvimento dos órgãos reprodutivos[46].

Após driblar todos os sistemas de defesa do hospedeiro, alimentar-se e desenvolver-se em seu interior, o parasitoide emerge, ou como larva de último instar, empupando muitas vezes próximo ou junto ao corpo do hospedeiro; ou ainda como adulto, de dentro da pupa de sua presa. Em todos os casos, o hospedeiro não consegue chegar à fase adulta, morrendo após servir de alimento às larvas de moscas e vespas.

Todas essas relações envolvendo parasitoides e presas são fruto de um alto grau de adaptações, selecionadas através da evolução ao longo de milhões de anos. Estas interações possuem por base aspectos coevolutivos que levaram ao surgimento de milhares de espécies com capacidades diferentes de responderem a essas interações.

## Alguns Diptera parasitoides de Lepidoptera

Em Diptera, muitas espécies pertencentes à família Tachinidae são parasitoides de Lepidoptera. Para isso elas possuem estratégias de oviposição bem diversificadas. Essas estratégias podem ser: a oviposição direta sobre o corpo do hospedeiro, ou ainda dentro dele. A oviposição sobre as folhas pode ocorrer, sendo que em algumas espécies as larvas eclodem e então entram no hospedeiro. Enquanto em outras, os ovos tornaram-se tão minúsculos a ponto de serem engolidos pelas lagartas, que estão se alimentando das folhas e eclodindo no trato digestivo destas[44, 47].

A figura abaixo apresenta exemplos de algumas lagartas encontradas parasitadas: à esquerda, lagarta de mariposa de Saturniidae, coletada no interior de Joaçaba, alimentou-se por alguns dias e em seguida construiu seu casulo (à direita) sendo que aproximadamente duas semanas após, saíram diversas moscas pertencentes a Tachinidae.

Figura 1. Lagarta de Saturniidae se alimentando em *Prunus* sp. (à esquerda), casulo (à direita), Joaçaba, Santa Catarina. Foto: E. Orlandin (2015).

Na Figura 2 se observa uma lagarta coletada em Joaçaba; após alguns dias se alimentando, ficou imóvel, aparentando ter entrado em fase de pré-pupa. No entanto, o estágio não evoluiu, saindo uma grande larva de Diptera de seu interior (Figura 3).

Figura 2. Lagarta no seu ambiente (à esquerda), lagarta aparentemente em fase de pré-pupa (á direita), Joaçaba, Santa Catarina. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 3. Larva de Diptera, que emergiu do corpo da lagarta. Foto: E. Orlandin (2015).

Na Figura 4, lagarta de mariposa de Arctiinae (Erebidae), coletada em Ipira, alimentou-se durante alguns dias, teceu casulo e empupou. Porém, enquanto a pupa estava ainda com a cutícula pouco esclerotizada, uma larva de Diptera saiu de dentro dela empupando ao seu lado, emergindo após alguns dias (Figura 5).

Figura 4. Lagarta de Arctiinae coletada no interior de Ipira, Santa Catarina (à esquerda), casulo (à direita). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 5. À esquerda: casulo rompido mostrando a pupa de Lepidoptera (estrutura preta maior) e a pupa de Diptera (estrutura preta menor). À direita: Tachinidae (Diptera) parasitoide que emergiu. Foto: E. Orlandin (2015).

## Alguns Hymenoptera parasitoides de Lepidoptera

Hymenoptera possui aproximadamente 130 mil espécies conhecidas, sendo que sua grande maioria é parasitoide. Isso lhes confere grande importância econômica, já que podem ser utilizados no controle biológico de insetos considerados pragas em lavouras[48].

O gênero *Cotesia* (Braconidae), por exemplo, é responsável por parasitar muitas espécies, sendo utilizadas no controle biológico de lagartas consideradas pragas em cana-de-açúcar[49], tabaco e tomate[50]. Essas minúsculas vespas localizam seu hospedeiro através do reconhecimento de semioquímicos (compostos voláteis), liberados por algumas plantas quando predadas[51]. Uma vez encontrado o hospedeiro, ela insere seu ovipositor através de sua cutícula, depositando vários ovos dentro da lagarta. As larvas então eclodem e se desenvolvem, alimentando-se da hemolinfa (líquido equivalente ao sangue nos insetos) da lagarta ainda viva, saindo através da cutícula para então empupar, muitas vezes junto ao corpo do hospedeiro[52] (Figura 6).

Figura 6. Pupas de vespas Braconidae em lagarta de *Manduca* sp. (Sphingidae) em Concórdia, oeste de Santa Catarina. Foto: E. Orlandin (2015).

Talvez as espécies de himenópteros parasitoides mais conhecidas pertençam à família Ichneumonidae. Esta família é a maior dentro de Hymenoptera (mais de 21 mil espécies são conhecidas), sendo que todas são parasitoides. A Figura 7 mostra um exemplar de Ichneumonidae: Ophioninae, as vespas desta sub-famíla são grandes atingindo até 30 mm de comprimento[48]. São em sua maioria parasitoides de lepidópteros, perfuram com seu ovipositor a cutícula da lagarta colocando apenas um ovo que eclode e passa a se alimentar da hemolinfa. Os instares larvais e a fase de pupa, ocorrem dentro da lagarta, ou no casulo desta[53].

Figura 7. Exemplar de Ichneumonidae: Ophioninae, Joaçaba, Santa Catarina. Foto: E. Orlandin (2015).

*Pedinopelte gravenstii* (Ichneumonidae: *Pimplinae*), possui alguns estudos em função de ser parasitoide de larvas de lagartas de *Automeris cinctistriga*, praga de coqueiros[54], e principalmente de *Heraclides anchisiades*, praga de *Citrus* sp.[55, 56].

Larvas de *H. anchisiades* foram encontradas no interior de Joaçaba, Santa

Catarina (27º06'10.02"S; 51º36'31.00"O) de forma agregada no caule de *Citrus* sp. Dez delas foram coletadas e postas em caixa de papelão e alimentadas com folhas da planta hospedeira. As larvas se alimentaram apenas durante o primeiro dia após a coleta abandonando as folhas de *Citrus* sp. e buscando isolar-se umas das outras. Ao subirem nas paredes da caixa, teceram fios de seda, formando como uma base onde apoiaram o segmento abdominal, ficando assim presas para confecção de uma estrutura similar a um cinto. Este serviu para elas apoiarem a região dorsal do tórax, ficando curvadas durante o período de pré-pupa que durou de dois a três dias. Após, a pupa rompeu o tegumento e através de movimentos, livrou-se da exúvia do último ínstar larval.

Aproximadamente 20 dias após, emergiram dois lepidópteros. As outras pupas estavam parasitadas por *Pedinopelte gravenstii*, que emergiram cerca de 30 dias após, através de uma abertura feita por elas na região dorsal do tórax da pupa.

Figura 8. Agregado de lagartas de *Heraclides anchisiades* em *Citrus* sp. (à esquerda), lagarta de *Heraclides anchisiades* em fase de pré pupa (à direita). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 9. Pupa e lagartas em fase de pré-pupa de *Heraclides anchisiades* (à esquerda), pupa logo após ter liberado a exúvia do último ínstar larval (à direita). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 10. Pupas de *Heraclides anchisiades* com abertura de saída do parasitoide (à esquerda), vespa parasitoide *Pedinopelte gravenstii* (à direita).

# Família ACROLOPHIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Família exclusivamente Neotropical, Acrolophidae possui cerca de 270 espécies conhecidas[57], sendo 40 espécies registradas para o Brasil[8]. Os adultos de Acrolophidae são mariposas pequenas ou médias, com envergadura alar variando entre 9 mm e 60 mm[57]. Possuem o corpo robusto, sendo que algumas possuem semelhanças com Noctuidae[8, 11].

Na fase larval, muitas das espécies constroem túneis para alcançar as raízes de gramíneas, suas plantas hospedeiras. Há também espécies que se alimentam de fezes, ou seja, coprófagas[8, 11]. Algumas espécies do gênero *Acrolophus* são consideradas de importância agrícola, devido ao hábito alimentar mencionado das larvas desta família (atacam raízes de gramíneas).

Há espécies que são arbóreas, alimentam-se de matéria vegetal que cresce sobre a casca de árvores, algumas espécies ainda vivem em meio a raízes de bromélias epífitas. Estas espécies arbóreas podem construir túneis de seda revestidos de matéria vegetal, que podem ser identificados e localizados devido à diferença deste material sobre a superfície da casca da árvore. No caso de *Acrolophus arboreus* estas estruturas são construídas sobre o tronco de árvores a uma altura de três a sete metros[58].

Apesar disso, a biologia desta família é pouco conhecida[59]. Sabe-se que as larvas da espécie *Amydria anceps* do México possui hábitos mirmecófilos, ou seja, vivem juntos de formigas, neste caso do gênero *Atta,* onde se alimentam de fungos cultivados por estas formigas[60]. Em Santa Catarina foi encontrado o registro de duas espécies desta família: *Acrolophus psoloessa* Meyrick, 1932 e *Acrolophus subpensilis* Meyrick, 1913[61].

## Família BLASTOBASIDAE

*Emili Bortolon dos Santos*

A família Blastobasidae foi inicialmente proposta por Meyrick(1894)[62], e teve sua monofilia confirmada por Adamski & Brown (1989)[63] e Hodges (1999)[64], com base em metodologia cladística. Atualmente é uma família muito pouco estudada e seus exemplares são conhecidos por se alimentarem de matéria em decomposição, por isso de seu nome em inglês "*scavenger moths*".

Já foram descritas 296 espécies dessa família, tendo sua distribuição principalmente na América do Norte e Europa[65], no entanto, acredita-se o número de espécies ultrapasse 600. Os adultos são pequenos, não ultrapassando 35 mm de envergadura da asa e noturnos. Apesar de serem conhecidos por se alimentarem de matéria em decomposição, as vezes podem se alimentar de frutos, flores ou sementes de muitas famílias de plantas. Sabe-se que ao menos uma espécie é conhecida por ter uma estreita relação com coccídeos (Hemiptera)[11, 65].

No estado de Santa Catarina é conhecida apenas uma espécie para esta família: *Holcocera percnoscia* Meyrick, 1932.

# Família BOMBYCIDAE

*Monica Piovesan*
*Elton Orlandin*

A família Bombycidae pertence à superfamília Bombycoidea e agrupa quatro subfamílias, Apatelodinae, Bombycinae, Phiditiinae e Prismostictinae, sendo a última endêmica da região Oriental. Estão distribuídos em todo o mundo, porém predominam nas regiões Oriental e Neotropical (região biogeográfica que se estende do sul do México, ao sul da América do Sul)[8]. No Velho Mundo (continentes: africano, asiático e europeu) foram identificadas cerca de 160 espécies[66]. No Brasil ocorrem cerca de 130 espécies de Bombycidae, as quais apresentam hábito essencialmente noturno. São insetos com corpo robusto e envergadura alar entre 30 a 50 mm de comprimento[8].

Referente à biologia, apresentam ovos elípticos, achatados em vista dorsal, podem empupar no solo ou em casulo de seda, o qual é tecido pela larva e permanece fixo à planta hospedeira, a exemplo de amoreira (Moraceae)[8].

Embora não tenha sido estudada a fase larval de nenhuma espécie de Bombycidae brasileira, a espécie *Bombyx mori* é amplamente abordada em pesquisas[8]. Essa atenção especial a *Bombyx mori*, nativa da China, domesticada e cultivada há aproximadamente 5.000 anos, se deve ao fato da espécie possuir grande interesse econômico devido à produção de seda, obtido dos fios do casulo dessa mariposa[66].

Os ovos de *Bombyx mori* eclodem cerca de 10 dias após a postura. A fase larval dura em torno de 25 dias, sendo que as larvas passam por cinco instares. A construção do casulo leva de três a quatro dias. O estágio de pupa dura em média 11 dias e a mariposa adulta vive no máximo 15 dias. Dependendo da linhagem e da temperatura o ciclo de vida pode ser univoltino (um ciclo anual) em países onde o clima é frio; bivoltino (dois ciclos anuais) em clima subtropical, com estações climáticas definidas; podendo ainda ser polivoltino (vários ciclos anuais), em regiões tropicais, de clima quente[67].

Vários trabalhos a respeito de *Bombyx mori* foram realizados no Paraná. Brancalhão e Ribeiro (2003)[68] e Torquato e colaboradores (2006)[69], estudaram o *Nucleopolyhedrovirus*, um vírus da família dos baculovírus (Baculoviridae), que ataca as células da lagarta, fazendo com que o tegumento desta se rompa. Nos estudos, os autores fizeram testes histológicos e verificaram como se dava o processo

infeccioso. Torquato e colaboradores (2006)[69] verificaram que o vírus se dissemina através da traqueia da lagarta, chegando ao sistema nervoso central. E segundo Brancalhão e Ribeiro (2003)[68], o rompimento do tegumento da lagarta se dá, devido a lise (rompimento) das células infectadas.

De acordo com Potrich e colaboradores (2007)[70] o estado do Paraná é um dos maiores produtores brasileiros do casulo de *Bombyx mori* abrangendo cerca de 200 municípios e 7.000 produtores rurais. Estes autores estudaram entomopatógenos associados a lagartas de *B. mori*, dissecando espécimes encontrados mortos ou com suspeita de infecção, nos barracões de produção. Como resultado obtiveram 31,4% das lagartas com Baculovírus, 5,3 % com o fungo *Beauveria bassiana* e 2,2% com a bactéria *Bacillus thuringiensis*.

Para Santa Catarina o levantamento de Piovesan e colaboradores (2014)[7] registrou apenas quatro espécies e mais uma espécie é adicionada a essa lista no presente trabalho, totalizando cinco espécies. É possível que esse baixo número para o estado se deva aos escassos estudos nessa região.

Tabela 1. Espécies de Bombycidae registradas em Santa Catarina. Legenda: JOI - Joinville, COR - Corupá.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Hygrochroa damora* (Schaus, 1939) | COR |
| *Hygrochroa hierax* (Dognin, 1924) | JOI |
| *Hygrochroa merlona* (Schaus, 1939) | COR |
| *Trilocha pallescens* Schaus, 1921 | JOI |
| *Quentalia napima* Schaus, 1929 | JOI |
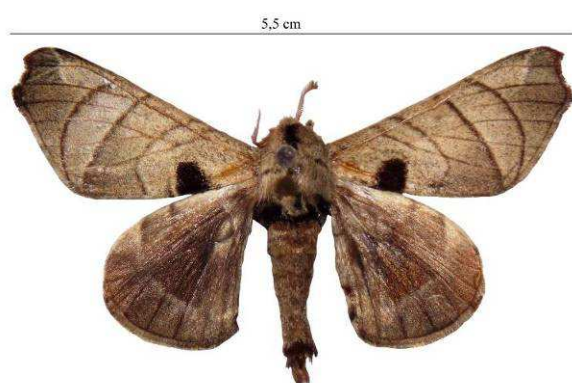
Figura 11. Exemplo de Bombycidae do gênero *Hygrochroa.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 12. Exemplo de Bombycidae do gênero *Quentalia.* Foto: E. Orlandin (2015).

# Família CARPOSINIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família possui aproximadamente 279 espécies de todas as regiões do planeta, especialmente região australiana e sul do oceano Pacífico. Os adultos são noturnos ou crepusculares, mas suas atividades são influenciadas principalmente pela temperatura e menos pela luminosidade, possuem 10 a 40 mm de envergadura[11, 71, 72].

As larvas são brocas de frutas, sementes, brotos, troncos e galhos, algumas poucas espécies são minadoras de folhas. Mas atacam apenas algumas espécies de interesse econômico, se alimentam principalmente de plantas das famílias: Campanulaceae, Epacridaceae, Ericaceae, Myrtaceae e Rosaceae (e.g. maçã)[11, 71, 72].

Na Ásia a espécie *Carposina sasakii* é considerada uma das maiores pragas em plantações de maçã e pêra[73]. O tempo de desenvolvimento embrionário desta espécie é de aproximadamente sete dias, o desenvolvimento larval demora de 15 a 19 dias, a fase pré-pupa em média menos de um dia. Já a fase de pupa dura em média de 11 ou 12 dias, a longevidade das fêmeas adultas é de seis a 11 dias e dos machos é de seis a 10 dias. Estas variações podem ser influenciadas pela fonte alimentar[74].

Foi encontrado o registro de uma espécie dessa família para Santa Catarina: *Carposina engalactis* Meyrick, 1932[61].

## Família CASTNIIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Possui cerca de 170 espécies, em sua grande maioria Neotropical[75], tendo registro de 60 espécies para o Brasil[8]. Castniidae é uma família de mariposas com hábitos diurnos, sendo mais ativos durante as horas mais quentes do dia, cujas espécies são muito semelhantes a borboletas[11, 76 77]. Os adultos são de tamanho médio a grande (24 mm a 190 mm de envergadura alar), o corpo é robusto e muitas espécies possuem coloração críptica (para camuflagem) nas asas anteriores, sendo as posteriores coloridas. Também há muitas espécies com escamas iridescentes em diferentes partes do corpo [75].

Característica que chama a atenção nesta família é o fato de muitas espécies formarem complexos miméticos, ou seja, as espécies são muito parecidas com outros grupos de Lepidoptera, como por exemplo, Ithomiinae e Nymphalinae (Nymphalidae)[76, 77].

As larvas são brocadoras forrageando em troncos e raízes, quase que exclusivamente de monocotiledôneas. Por esse motivo, algumas delas são consideradas pragas em cultivo de cana-de-açúcar, bananas, bromélias, palmeiras e orquídeas[8, 11]. Quando as lagartas estão prontas para fazer a metamorfose e transformarem-se em adultos, preparam um casulo feito de tiras de tecido vegetal unidas com fios de seda[11].

Wadt (2012)[78] estudou o desenvolvimento da espécie *Telchin licus* em laboratório, a autora verificou que o tempo de desenvolvimento embrionário (incubação) é em média de 13 dias, a fase de larva dura em média 97 dias, a de pupa 32 dias, e a longevidade do adulto em média 11 dias.

Wadt (2012)[78] também observou que as fêmeas colocam os ovos durante o período entre as 06:00h e 18:00h, principalmente entre 12:00h e 16:00h. Algumas poucas fêmeas colocam seus ovos durante a noite.

No período de cópula, quando o macho detecta a presença da fêmea, passa a voar em perseguição a ela em movimentos de zigue-zague. Em laboratório Wadt (2012)[78], verificou que o voo nupcial durou em média dois minutos. Quando a fêmea pousa, o macho caminha até ela batendo as asas, e quando ambos estão lado a lado, o macho curva seu abdômen para se acoplar à fêmea, iniciando a cópula. Wadt (2012)[78] ressalta ainda que em *Telchin licus* provavelmente ocorre comunicação química

por feromônios, assim como atração visual e movimentação, que dependeriam da presença de luz.

Para Santa Catarina foram encontrados registros de sete espécies de Castniidae[76, 79-81].

Tabela 2. Espécies de Castniidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - menção de registro geral para o estado, JOI -Joinville, COR – Corupá, TI - Timbó, SB - São Bento do Sul, RDS – Rio do Sul.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Feschaeria amycus meditrina* (Hopffer, 1856) | SC |
| *Geryeria decussata* (Godart, 1824) | JOI |
| *Hista fabricii* (Swainson, 1823) | TI |
| *Hista hegemon* (Kollar, 1839) | TI, JOI, SB |
| *Imara pallasia* (Eschscholtz, 1821) | TI, SC |
| *Synpalamides phalaris* (Fabricius, 1793) | RDS |
| *Yagra fonscolombe* (Godart, [1824]) | TI, JOI |
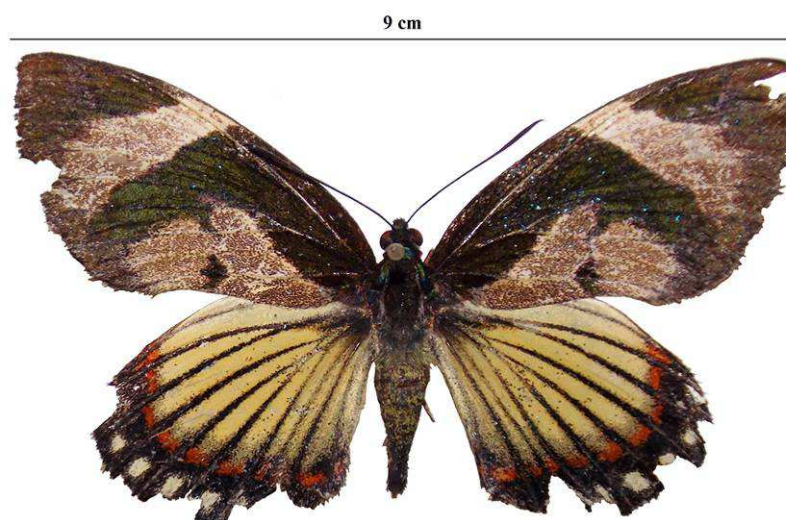
Figura 13. *Imara satrapes.* Foto: E. Orlandin (2016).

# Família COPROMORPHIDAE

*Mario Arthur Favretto*
*Elton Orlandin*

Esta é uma pequena família de mariposas tropicais, atualmente são conhecidas 58 espécies. Os adultos são noturnos e possuem 12 a 37 mm de envergadura, as larvas se alimentam de folhas ou são brocas, se alimentando embaixo da casca. Entre as plantas que servem de alimento, são conhecidas as seguintes famílias: Berberidaceae, Ericaceae, Moraceae, Podocarpaceae e Rubiaceae[82].

Nasu e colaboradores (2004)[83] descreveram uma nova espécie para o Japão, *Copromorpha kijimuna* e fizeram observações sobre a biologia da mesma. Os adultos têm envergadura alar variando entre 13 mm a 19,5 mm, com a fêmea sendo maior que o macho. As larvas se alimentam de frutos de *Ficus virgata* (Moraceae), perfurando-os e no último instar chegam a 12 mm de comprimento. Em condições de laboratório, antes de empupar, as larvas deixavam os frutos e caminhavam pelo recipiente, por um tempo. Após, construíam casulos ovais, com fragmentos de madeira, sugerindo que na natureza, o local de empupamento acontece sob a casca das árvores, em solo ou na serapilheira.

Em Santa Catarina foi encontrado o registro de uma espécie: *Syncamaris argophthalma* Meyrick, 1932[61].

# Família COSSIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Esta família possui 682 espécies conhecidas no mundo[84] e 40% destas ocorrendo na região Neotropical[85], sendo que 150 ocorrem no Brasil[8]. Cossidae inclui mariposas de tamanho médio ou grande com envergadura alar entre 9 mm e 240 mm[84]. Os adultos são noturnos em sua maioria[85], as fêmeas são maiores e mais robustas que os machos, competindo em peso e tamanho com os esfingídeos [84]. Ovipositam geralmente em madeira em decomposição, ou sob a casca de uma vasta gama de espécies arbóreas[85].

As larvas vivem como brocas em galhos, caules e raízes, sendo que muitas são consideradas pragas agrícolas[8]. São quase glabras, ou seja, não possuem cerdas ("pelos"), apresentando a cabeça fortemente esclerosada e mandíbulas robustas. Algumas possuem glândulas mandibulares que secretam uma substância oleosa de cheiro repugnante. A lagarta, nas espécies mais robustas, leva mais de dois anos para completar o desenvolvimento. Antes de empupar, aproximam-se da superfície do tronco, onde constroem um casulo grosseiro de seda, ao qual incorporam partículas de serragem[11].

Pino e Haro (1986)[86] estudando a biologia da espécie *Zeuzera pyrina* criada em laboratório, verificaram que o período de desenvolvimento embrionário (incubação dos ovos) demora oito a 12 dias, e a eclosão das larvas ocorre de forma bastante sincronizada. As larvas após saírem dos ovos permanecem juntas e formam um ninho de seda para se abrigarem.

Permanecem juntas até que hajam condições adequadas para se dispersarem, podendo levar até três ou quatro semanas, neste período se alimentam das cascas dos ovos. Após, se dispersam e escavam galerias em galhos de suas plantas hospedeiras. O período de larva dura em média 126 dias e o período de pupa 21 dias. Em laboratório as fêmeas colocam em média 670 ovos[86].

É escasso o conhecimento sobre esta família, sendo que duas espécies são bem conhecidas por causarem danos a algumas plantas: *Morpheis pyracmon* (Cramer), broca de Bracatinga (*Mimosa* sp.) e *M. strigillatus* (Felder) broca de laranjeiras (*Citrus* sp.) [8]. Foi encontrado o registro da espécie *Givira gnoma* Schaus, 1921 para o município de Joinville, e *Inguromorpha buboa* Schaus, 1934 com menção geral para o estado[87]. Também são conhecidos os

gêneros *Langsdorfia* e *Morpheis* para o município de Joaçaba.

Figura 14. Exemplo de Cossidae do gênero *Langsdorfia*. Foto: E. Orlandin (2015).
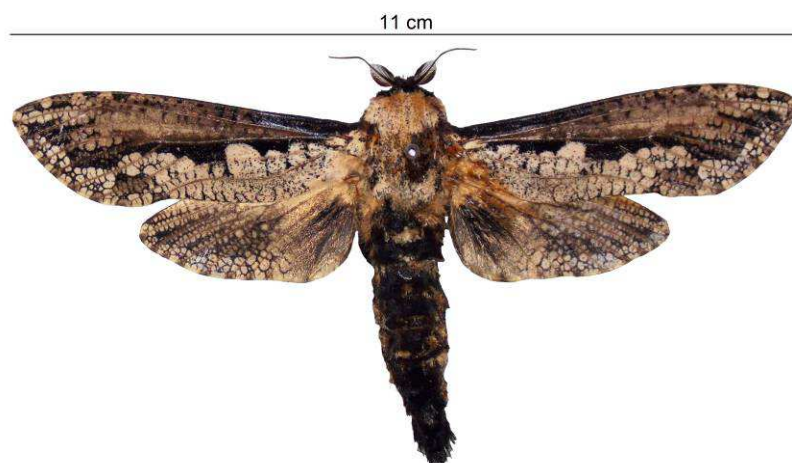
Figura 15. Exemplo de Cossidae do gênero *Morpheis.* Foto: E. Orlandin (2015).

# Família CRAMBIDAE

*Elton Orlandin*
*Mario Arthur Favretto*

Crambidae possui aproximadamente 10 mil espécies distribuídas por todo mundo[88], e cerca de 2.100 espécies registradas para o Brasil. De hábitos diurnos, crepusculares ou noturnos, grande parte desses lepidópteros possui envergadura alar entre 15 mm e 30 mm fazendo parte dos microlepidópteros, grupo de mariposas em que a maioria possui envergadura alar de até 20 mm[8].

As espécies, em sua maioria, são fitófagas no estágio larval vivendo na superfície externa, em túneis ou em galerias dentro das plantas de que se alimentam, estas estruturas podem ser feitas de seda. Formam as pupas dentro destas mesmas galerias ou túneis[89]. Vale ressaltar ainda que muitos dos imaturos desta família se alimentam de plantas aquáticas possuindo adaptações a este ambiente, tais como desenvolvimento de brânquias filamentosas distribuídas pelos metâmeros (vários segmentos em que é dividido o corpo da lagarta)[8].

Muitas das espécies são de interesse econômico por serem consideradas pragas agrícolas[90]. *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794), por exemplo, é citada como sendo uma das espécies pragas mais importantes da cana-de-açucar[91]. De ampla distribuição[92], o primeiro relato de ocorrência para o Brasil foi em 1841 em canaviais de Santa Catarina[93]. Os estudos a respeito desta espécie abrangem a dinâmica populacional[91, 94], controle biológico[95, 96], e efeito de inseticidas[93, 97].

Outras espécies de ampla distribuição e de interesse econômico são *Neoleucinodes elegantalis* Guenée, broca pequena do tomateiro, uma das principais pragas deste cultivar[98], também presente em Santa Catarina[99] e *Diaphania nitidalis* Cramer, conhecida por brocar espécies de Cucurbitaceae[100].

No caso de *Neoleucinodes elegantalis*, seu desenvolvimento foi estudado por Moraes (2014)[101] alimentando-a com tomateiro (*Solanum lycopersicum*). O autor verificou que o tempo médio de desenvolvimento embrionário, larval, de pré-pupa e pupa, foram respectivamente de sete, 29, cinco e 14 dias. As fêmeas colocam de 30 a 87 ovos, e os adultos vivem em média 18 dias.

Em estudo com *Diaphania nitidalis* Peterson e Elsey (1995)[102], isolaram compostos liberados por cucurbitáceas e constataram que os compostos não-voláteis

(aminoácidos não protéicos) produzidos por elas, comportam-se como estimulantes de oviposição. Enquanto que os compostos voláteis estariam envolvidos na atração dos insetos às plantas hospedeiras.

Para Santa Catarina foram encontrados registros de 13 espécies de Crambidae[103-107].

Tabela 3: Espécies de Crambidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - menção de registro geral para o estado, JOI - Joinville, RV - localidade de rio Vermelho, BRU - Brusque, NB - Nova Bremen, CORU - Corupá, SEA - Seara, SB - São Bento do Sul, BLU - Blumenau, RN – localidade de rio Natal.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Argyarcha margarita* Warren, 1892 | SC |
| *Catharylla coronata* T. Léger & Landry, 2014 | RV |
| *Cliniodes insignialis* Hayden, 2011 | BRU |
| *Cliniodes latipennis* Munroe, 1964 | NB |
| *Cliniodes malleri* Munroe, 1964 | CORU, SEA, RV, SB |
| *Cliniodes paranalis* Schaus, 1920 | BLU, NB, RV |
| *Cliniodes semilunalis* Möschler, 1890 | RV |
| *Cliniodes subflavescens* Hayden, 2011 | BRU, RN |
| *Diaphania hyalinata* (Linnaeus, 1767) | SC |
| *Diaphania nitidalis* (Stoll, [1781]) | SC |
| *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) | SC |
| *Neoleucinodes elegantalis* Guenée, 1854 | SC |
| *Schacontia medalba* (Schaus, 1904) | SEA |

Figura 16. *Diaphania* sp. (Crambidae). Foto: E. Orlandin (2015).

# Família DALCERIDAE

*Mario Arthur Favretto*

*Elton Orlandin*

Esta família possui 11 gêneros e 84 espécies neotropicais, suas larvas se locomovem lentamente, de forma similar a lesmas, e possuem o corpo coberto por tubérculos cônicos gelatinosos, nas partes laterais e superior. Enquanto que na superfície inferior (ventre) possuem curtas saliências carnosas e retráteis, que as prendem firmemente ao substrato, como lesmas[11, 108, 109].

As larvas se alimentam de goiabeira (*Psidium* sp.), caso de *Acraga melinda*; macadâmia (*Macadamia integrifolia*), planta exótica no Brasil, e erva-mate (*Ilex paraguariensis*) caso de *Acraga moorei*; mamoneira (*Ricinus communis*), caso de *Anacraga citrinopsis*[11, 110-112]. E cafeeiro (*Coffea* sp.), caso de *Dalcera abrasa* [113]. *Acraga* sp. foi encontrada em pessegueiro-bravo (*Prunus* sp.) e sucará (*Dasyphyllum tomentosum*) (E. Orlandin, obs. pess.).

O controle natural de algumas espécies desta família ocorre por meio de parasitoides, como no caso de *Anacraga* sp. que foi encontrada sendo parasitada por vespas (Hymenoptera) das famílias Chalcididae, Braconidae e Ichneumonidae[114]. Ou por fungos, encontrados em lagartas de *Acraga moorei*. O ataque destes deixa as lagartas mumificadas, com a superfície do corpo coberto por um pó (esporos do fungo) branco[111].

Os adultos são noturnos e atraídos pela luz, nesta fase não se alimentam, apenas quando são larvas[8]. Possuem envergadura alar de 11 a 50 mm[109].

Epstein (1997)[115] estudou a biologia de *Dalcerides ingenita*, espécie que ocorre no México e Estados Unidos. Na natureza, machos foram vistos a partir da meia-noite, até uma hora após o crepúsculo matutino. Enquanto fêmeas ocorrem durante toda a noite. Em laboratório, a cópula aconteceu sempre nas primeiras horas do dia. Os ovos são revestidos por uma substância pegajosa e foram postos em grupos, porém de forma a não tocarem uns nos outros. As larvas, ao eclodirem, comem as cascas de seus ovos, podendo ainda comer os ovos irmãos. Ao concluírem o desenvolvimento larval, constroem casulos de coloração amarelo-clara, nas folhas da planta hospedeira, e então empupam. Há indícios de que larvas desta espécie podem hibernar durante o inverno, em um processo conhecido por diapausa, em que o organismo diminui seu metabolismo.

Foram registradas 13 espécies de Dalceridae em Santa Catarina, conforme os trabalhos de Hopp (1922)[116] e Miller (1994)[117].

Tabela 4: Espécies de Dalceridae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - menção de registro geral para o estado, JOI - município de Joinville, COR - Corupá, JS - Jaraguá do Sul, SEA - Seara, BLU – Blumenau, SB - São Bento do Sul, BRU - Brusque, NB - localidade denominada de Nova Bremen, SJOAQ - São Joaquim; LAG - Lages.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Acraga flava* Walker, 1855 | COR, JS, SEA |
| *Acraga moorei* Dyar, 1898 | BLU, SB |
| *Acraga obscura* Schaus, 1896 | BRU, SEA |
| *Acraga ochracea* Walker, 1855 | BRU, COR, NB, SEA |
| *Acraga parana* S.E. Miller, 1994 | JS |
| *Acraga ria* Dyar, 1910 | COR, NB |
| *Acraga victoria* S.E. Miller, 1994 | SJOAQ |
| *Dalcera abrasa* Herrich-Schaffer, [1854] | SC |
| *Dalcerides nana* (Dognin, 1920) | BLU, COR, NB |
| *Dalcerides radians* (Hopp, 1921) | BRU, JOI, NB, SEA |
| *Dalcerina tijucana* (Schaus, 1898) | LAG, NB, SEA |
| *Minacraga aenea* Hopp, 1921 | JOI, BLU |
| *Minacraga itatiaia* S.E. Miller, 1994 | SC |

Figura 17. Larva de *Acraga* sp. Foto. E. Orlandin (2016).

Figura 18. Adulto de *Acraga* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 19. *Dalcera abrasa.* Foto: E. Orlandin (2016).

## Família DEPRESSARIIDAE

*Elton Orlandin*

Depressariidae possui 2.799 espécies descritas[118]. Faz parte da superfamília Gelechioidea[119], grupo de microlepidópteros (mariposas que geralmente possuem até 20 mm de envergadura alar) com mais de 16 mil espécies conhecidas[8].

Descrita pela primeira vez por Meyrick (1883), Depressariidae, foi rebaixada a subfamília de Elachistidae e após, a uma tribo (Depressariini, subfamília Depressariinae, Elachistidae)[120]. Porém, Heikkilä e colaboradores (2014)[119] separaram Depressariinae de Elachistidae e propuseram um conceito mais amplo de Depressariidae, incluindo subfamílias que se encontravam de forma parafilética (que não compartilham ancestral em comum) dentro de Oecophoridae e Elachistidae.

Desta forma, há características em comum entre esta família e aquelas das quais alguns grupos foram retirados. As espécies variam de pequeno a médio porte, possuindo envergadura alar de 3 a 30 mm. Os adultos apresentam padrão de coloração críptico, ou seja, de difícil distinção do ambiente onde vivem ou das espécies proximamente relacionadas. Já os imaturos são cilíndricos, com o tegumento não pigmentado, sendo a maioria fitófagos nesse estágio, podendo se alimentar de plantas das famílias Boraginaceae e Gesneriaceae[8, 121].

Algumas espécies possuem importância econômica. No Chile, a espécie *Agonopterix ulicetella* foi registrada sendo útil no controle biológico de *Ulex europaeus*, uma espécie daninha nas silviculturas daquele país[122]. No Brasil, em Maceió, *Cerconota anonella* é assinalada como praga chave na cultura da anonácea *Annona squamosa* limitando assim a produção e comercialização dos frutos[123].

Para Santa Catarina, foram encontradas 31 espécies de Depressariidae[124-127], que antes do estudo de Heikkilä e colaboradores (2014)[119] faziam parte da família Oecophoridae.

Tabela 5: Espécies de Depressariidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro com menção geral para o estado, NB - Nova Bremen, JS - Jaraguá do Sul, SEA - Seara; JS - Jaraguá do Sul, BRU - Brusque, CORU - Corupá, RV - localidade de rio Vermelho.

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Anadasmus caliginea* (Meyrick, 1930) | NB |
| *Antaeotricha albitincta* (Meyrick, 1930) | JS |
| *Antaeotricha carphitis* Meyrick, 1912 | SC |

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Antaeotricha nephelocyma* (Meyrick, 1930) | JS |
| *Antaeotricha walchiana* (Stoll, [1782]) | SC |
| *Cerconota certiorata* (Meyrick 1932) | NB |
| *Cerconota ischnoscia* (Meyrick, 1930) | NB |
| *Cryptolechia pentathlopa* Meyrick, 1933 | SC |
| *Ethmia epilygella* Powell, 1973 | SEA |
| *Ethmia fritillella* Powell, 1973 | SEA |
| *Ethmia plaumanni* Powell, 1973 | SEA |
| *Gonionota argopelura* Clarke, 1971 | SC |
| *Gonionota bourquini* Clarke, 1964 | NB, SEA |
| *Gonionota charagma* Clarke, 1971 | SEA |
| *Gonionota gaiphanes* Clarke, 1971 | NB |
| *Gonionota hemiglypta* Clarke, 1971 | SEA |
| *Gonionota selene* Clarke, 1971 | SC |
| *Goniota autocrena* (Meyrick, 1930) | SEA |
| *Goniotoa citrinota* (Meyrick, 1932) | SC |
| *Goniotoa tenebralis* (Hampson, 1906) | SC |
| *Lethata anophthalma* (Meyrick, 1931) | SC |
| *Lethata ruba* Duckworth, 1964 | SC |
| *Lethata striolata* (Meyrick, 1932) | SC |
| *Machimia anthracospora* Meyrick, 1934 | SC |
| *Machimia pyrocalyx* Meyrick, 1922 | SC |
| *Rectiostoma chrysabasis* (Duckworth, 1971) | SC |
| *Rectiostoma thiobasis* (Duckworth, 1971) | SC |
| *Stenoma annosa* (Butler 1877) | NB |
| *Stenoma pantogenes* Meyrick, 1930 | JS |
| *Timocratica melanostriga* Becker, 1982 | SC |
| *Timocratica palpalis* (Zeller, 1839) | BRU, CORU, RV |

# Família ELACHISTIDAE

*Elton Orlandin*

Esta família possui aproximadamente 3.600 espécies com quase 50% delas na região Neotropical. São geralmente esbranquiçadas ou enegrecidas, com envergadura alar entre 6 mm e 34 mm. Possuem hábitos crepusculares, quando repousadas mantêm as asas enroladas ou em forma de telhado[8]. As larvas na maioria das vezes são minadoras, ou seja, escavam galerias em suas plantas hospedeiras, porém passam a fase de pupa fora destas galerias[11, 128]. Atacam principalmente gramíneas (Poaceae) e grupos de plantas relacionadas como Juncaceae e Cyperaceae, porém algumas podem atacar plantas de outras famílias [11, 128].

Há poucos estudos no Brasil, referentes a essa família, os principais, concentram-se nas espécies consideradas pragas e de importância econômica, como o estudo de Nava e colaboradores (2005)[129], realizado em Minas Gerais, que procurou quantificar e identificar os parasitoides larvais de *Stenoma catenifer*, espécie pertencente a Elachistidae, conhecida popularmente por broca-do-abacate, por causar danos a esses frutos. O estudo foi uma tentativa de verificar a eficiência dos parasitoides, bem como identificar quais eram os mesmos, a fim de analisar a possibilidade de controle biológico efetivo.

Os resultados demonstraram a ocorrência de sete espécies indeterminadas de vespas (Hymenoptera), cinco espécies de Braconidae: *Dolichogenidea* sp., *Hypomicrogaster* sp., *Apanteles* sp., *Chelonus* sp., *Hymenochaonia* sp. e duas de Ichneumonidae: *Eudeleboea* sp. e *Pristomerus* sp. Além disso, *Dolichogenidea* sp . e *Apanteles* sp. fizeram-se presentes em todo o período de estudos, podendo ser, segundo os autores, bons agentes no controle biológico[129].

Nava e Parra (2005)[130], também estudaram *S. catenifer* em dieta natural e artificial desenvolvendo assim técnicas de criação em laboratório para as diferentes fases do desenvolvimento deste inseto. Ao analisar os dados obtidos por estes autores verifica-se que a duração da fase larval desta espécie é em média 20 dias, a taxa de sobrevivência larval varia de 71% a 81%. A fase de pupa dura em média 12 dias, e os adultos podem viver em média 14 dias.

Munidos desse conhecimento, utilizaram-no em outro estudo com *S. catenifer*, criando-as em laboratório e introduzindo espécies e linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea*, parasitoides, a fim de verificar aquelas com potencial para controle de *S. catenifer*. Os

autores avaliaram a duração do período ovo-adulto, emergência, parasitismo, razão sexual, número de parasitoides emergidos por ovo de *S. catenifer* e longevidade de fêmeas e machos. Dessa forma, concluíram que *Trichogrammatoidea annulata* e *Trichogramma atopovirilia* e suas linhagens, foram as melhores, por parasitar maior número de ovos de *S. catenifer* e por apresentarem o maior parasitismo, com uma proporção estimada de 28 e 30 parasitoides por ovo de *S. catenifer* [131].

Para Santa Catarina, Piovesan et al (2014)[7] encontraram registro de apenas uma espécie de Elachistidae, cujo holótipo encontra-se na coleção do National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, em Washington DC[132]: *Timocratica melanostriga* Becker, 1982.

# Família EREBIDAE

*Monica Piovesan*

*Mario Arthur Favretto*

A utilização do nome Erebidae para designar a família é relativamente recente, sendo proposta por Fibiger e Lafontaine (2005)[133] e devido a esse motivo, existem poucos estudos sobre ela[134]. De acordo com Zahiri e colaboradores (2012)[135], Erebidae hoje inclui 18 subfamílias, porém algumas delas no passado possuíam *status* de família, como é o caso de Lymantriidae e Arctiidae[134]. Desconhece-se até o momento alguma estimativa para o número de espécies, sendo esta considerada uma das famílias mais controversas dentro da superfamília Noctuoidea[135].

No entanto, alguns trabalhos podem ser encontrados para as subfamílias, os quais serão focados aqui. De acordo com Zahiri e colaboradores (2012)[135] e Fibiger e Lafontaine (2005)[133] algumas espécies de Scoliopteryginae, Calpinae e Erebinae possuem a probóscide adaptada para perfurar a casca de frutas cítricas, alimentando-se diretamente do suco. Enquanto espécies do gênero *Calyptra* em Calpinae alimentam-se de sangue de mamíferos. É importante destacar que algumas sugestões e especulações foram realizadas para entender o hábito hematófago em *Calyptra* e uma possível explicação seria a evolução desse hábito a partir do ato de perfurar e sugar frutas[135].

Lymantriinae é caracterizada por uma probóscide muito reduzida, porém essa característica também está presente em algumas espécies da subtribo Arctiina[135]. Larvas de vários gêneros dessa subfamília se alimentam de plantas arbóreas e são polífagas (se alimentam de muitas espécies de plantas), apresentam comportamento gregário (permanecem juntas) e muitas espécies podem causar desfolhação de árvores[136]. Já na subfamília Pangraptinae espécies do gênero *Pangrapta* no estágio larval podem estar associadas a plantas da família Rubiaceae, no velho mundo (Africa, Ásia e Europa). Enquanto que para o novo mundo (continente americano) espécies desse mesmo gênero encontram-se associadas a plantas da família Ericaceae[135].

Em Lymantriinae é possível citar o estudo de Peres-Filho e Berti-Filho (1985)[137] com *Rolepa unimoda* desenvolvendo-se em ipê (*Tabebuia avellanedae*) no Mato Grosso. Os autores verificaram que as fêmeas colocam em média mais de 290 ovos, o desenvolvimento embrionário leva de cinco a sete dias. O desenvolvimento larval pode variar de 25 a 30 dias, depedendo da quantidade de instares (fases) de

desenvolvimento que as larvas tiverem. O período pré-pupa dura em média dois dias, enquanto o período de pupa dura em média 21 dias. Em geral a fêmea copula uma única vez, e após a cópula, inicia a postura durante o período noturno, no mesmo dia da cópula. A longevidade média das fêmeas é de seis dias e dos machos cinco dias.

Os representantes da subfamília Aganainae são relativamente grandes, robustos e muito coloridos, apresentando cores aposemáticas (de advertência). As larvas alimentam-se de Moraceae e Apocynaceae e retiram dessas plantas os cardenolídeos, metabólitos secundários, que são utilizados para defesa desses insetos [135]. Já em Herminiinae os adultos são crípticos, ou seja, possuem coloração que os confundem com o ambiente[135] e embora as larvas de algumas espécies se alimentem em plantas vivas, outras se alimentam em matéria vegetal em decomposição, fungos e insetos mortos[133].

Em Arctiinae algumas espécies possuem hábitos diurnos[8]. Tanto adultos como larvas podem apresentar vários padrões de coloração aposemática (de advertência) e algumas espécies podem mimetizar (imitar) Hymenoptera (vespas), Coleoptera (besouros) e espécies de borboletas impalatáveis[138]. Além disso, algumas espécies podem alimentar-se de plantas, porém não com finalidade nutricional, mas a fim de obter compostos químicos destas e utilizá-los como feromônios de corte, presentes nupciais ou para própria defesa contra a predação [138]. Ainda em Arctiinae, os membros da tribo Lithosiini apresentam mandíbulas adaptadas para a maceração de liquens e algas, dos quais as larvas se alimentam[135].

Em Arctiinae, é possível citar o trabalho com *Hypercompe indecisa* realizado por Nava e colaboradores (2008)[139], por meio de seu desenvolvimento em laboratório com alimentação artificial. Estes autores verificaram que nesta espécie o período de desenvolvimento embrionário (incubação dos ovos), a fase larval e de pupa, duraram em média, respectivamente: seis, 25 e 64 dias. Com uma sobrevivência até a fase adulta de 61,3% dos exemplares criados.

Pereira e colaboradores (2007)[140], estudando o desenvolvimento de *Halysidota pearsoni*, alimentada com folhas de amoreira (*Morus alba*), verificaram que o período de desenvolvimento embrionário (incubação dos ovos) foi em média de sete dias e que as fêmeas colocam em torno de 141 ovos. Porém, conforme fazem mais posturas o número de ovos vai sofrendo reduções. Na primeira postura, a média é de 68 ovos, quando chega a quinta postura essa quantidade baixa para uma média de 13 ovos. As fases de larva, pré-pupa e pupa duram em média 28, sete e 19 dias, respectivamente. Em relação à longevidade

dos adultos, os machos vivem em média sete dias e as fêmeas nove dias.

Com relação às pesquisas desenvolvidas em Santa Catarina referente à família Erebidae, destacam-se as listas de espécies de Arctiinae efetuadas por Ferro e colaboradores (2012)[134] e Silva e Silva (2014)[141], ambos estudos conduzidos com espécimes depositados em coleções brasileiras. Além do catálogo de espécies de Arctiini neotropicais, o qual conta com espécies listadas para Santa Catarina[142]. Ainda, algumas espécies foram inseridas no trabalho de Piovesan e colaboradores (2014)[7]. Somando os referidos trabalhos, Santa Catarina possui 519 espécies de Erebidae registradas atualmente. Foram adicionados a listagem os trabalhos de W. Schaus[143-147].

Tabela 6. Espécies de Erebidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; FLO - Florianópolis; JARS - Jaraguá do Sul; BARV - Barra Velha; BRU -Brusque; JOI - Joinville; SJOAQ - São Joaquim; RCED - Rio dos Cedros; GASP - Gaspar; TIM - Timbó; SB - São Bento do Sul; UR - Urubici; MOC - Monte Carlo; ANG - Anita Garibaldi; POB - Porto Belo; SEA - Seara; STC - Santa Cecília; RANT - Rio das Antas; LAG - Lages; COR - Corupá; LMU - Lauro Müller; MAF - Mafra; PAP - Papanduva; TA - Taió; O/C - Ouro e Capinzal; ARG - Araquari. * espécies cujas subespécies que ocorrem no estado não foram identificadas.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Aclytia flavigutta* (Walker, 1854) | FLO, JARS |
| *Aclytia heber* (Cramer, 1780) | BARV, BRU, JOI |
| *Aclytia reducta* Rotthschild, 1912 | JOI |
| *Aclytia terra* Schaus, 1896 | JARS, JOI |
| *Adoxosia nydiana* Schaus, 1929 | SJOAQ |
| *Aemilia pagana* (Schaus, 1894) | FLO |
| *Aethria analis* Schaus, 1901 | JOI, RCED |
| *Aethria haemorrhoidalis* (Stoll, 1790) | FLO |
| *Aethria melanobasis* (Druce, 1897) | JOI |
| *Aethria paula* Schaus, 1894 | JOI |
| *Agaraea semivitrea* (Rothschild, 1909) | GASP, JOI, TIM |
| *Agaraea uniformis* (Hampson, 1898) | SB, UR |
| *Agylla argentea* (Walker, 1863) | SEA |
| *Agylla argentifera* (Walker, 1866) | TIM |
| *Agylla polysemata* (Schaus, 1899) | TIM |
| *Agylla separata* (Schaus, 1894) | SEA, SB |
| *Agylla subvoluta* (Schaus, 1905) | TIM |
| *Agyrta albisparsa* (Hampson, 1898) | BRU, FLO, JOI, SB |
| *Agyrta micilia* (Cramer, 1779) | JOI |
| *Amaxia chaon* (Druce, 1883) * | JOI |

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Amaxia corata* Schaus, 1921 | JOI |
| *Amaxia flavipuncta* Hampson, 1904 | SC |
| *Amaxia hebe* Schaus, 1892 | JOI, MOC, SB, TIM |
| *Ammalo helops* (Cramer, [1775]) | BRU, JARS, JOI, SB, SEA |
| *Ammalo travassosi* Rego Barros, 1974 | SEA |
| *Antichloris caca* Hübner, 1827 | ANG, JOI |
| *Antichloris eriphia* (Fabricius, 1777) | JOI, SB |
| *Apistosia judas* Hübner, 1827 | SB, UR |
| *Areva subfulgens* (Schaus, 1896) | BRU, SB, SEA |
| *Areva trigemmis* (Hübner, 1827) | JOI |
| *Argyroeides braco* (Herrich-Schäffer, [1855]) | ANG, JOI, SEA |
| *Argyroeides nephelophora* Hampson, 1914 | SEA |
| *Argyroeides ophion* (Walker, 1854) | ANG, BRU, JOI, SB, TIM |
| *Argyroeides sanguinea* Schaus, 1896 | ANG, JOI, POB, SEA |
| *Argyroeides variegata* (Kaye, 1911) | JOI, MOC |
| *Argyroeides vespina* (Schaus, 1901) | ANG |
| *Atyphopsis roseiceps* (Druce, 1898) | JOI, TIM |
| *Baritius acuminata* (Walker, 1856) | BRU, JOI, STC |
| *Belemnia eryx* (Fabricius, 1775) | JOI |
| *Bernathonomus minuta* Fragoso, 1953 | JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Bernathonomus piperita* (Herrich-Schäffer, [1855]) | JOI, RANT, SB |
| *Bernathonomus punktata* (Reich, 1933) | BLU, TI |
| *Bertholdia albipuncta* Schaus, 1896 | SEA, JOI |
| *Bertholdia almeidai* Travassos, 1950 | BJS, SEA |
| *Bertholdia grisescens* Rothschild, 1909 | BLU |
| *Bertholdia pseudofumida* Travassos, 1950 | BRU, JOI, TIM |
| *Bertholdia soror* Dyar, 1901 | SC |
| *Bertholdia specularis* (Herrich-Schäffer, [1853])* | LAG |
| *Biturix rectilinea* (Burmeister, 1878) | JOI, TIM |
| *Callisthenia plicata* (Butler, 1877) | BRU |
| *Callopepla emarginata* (Walker, 1854) | JOI, TIM |
| *Callopepla grandis* Rothschild, 1912 | SEA |
| *Callopepla inachia* (Schaus, 1892) | ANG, FLO, JOI |
| *Calodesma amica* (Stoll, [1781])* | SB |
| *Calodesma collaris* (Drury, 1782) | BRU, SEA |
| *Calodesma contracta* (Walker, 1854) | JOI, SEA |
| *Calodesma dioptis* (Felder & Rogenhofer, 1874) | SEA |
| *Calodesma quadrimaculata* Hering, 1925 | JOI, SEA |
| *Calonotos verdivittata* (Klages, 1906) | JOI, LMU |
| *Carales astur* (Cramer, [1777])* | JOI, SEA |
| *Carales maculicollis* Walker, 1855 | JOI, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Carathis australis* Rothschild, 1909 | COR, JOI, SB, SEA |
| *Carathis byblis* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Castrica phalaenoides* (Drury, 1773) | JOI |
| *Cercopimorpha dolens* (Schaus, 1905) | JOI, SB |
| *Cercopimorpha postflavida* (Rothschild, 1912) | SB |
| *Chetone histrio* Boisduval, 1870* | BLU |
| *Chionosia apicalis* (Zeller, 1874) | BRU |
| *Chrostosoma echemus* (Cramer, 1781) | SEA |
| *Cissura decora* Walker, 1854 | BLU, BRU, JOI, SB |
| *Cisthene blanda* (Jones, 1914) | BRU, SB |
| *Cisthene calochroma* (Snellen, 1878) | SJOAQ |
| *Cisthene cryptopyra* (Hampson, 1903) | TIM |
| *Cisthene dives* (Schaus, 1896) | BARV, BRU, JOI, SEA |
| *Cisthene endoxantha* (Hampson, 1903) | JOI, TIM |
| *Cisthene fasciata* (Schaus, 1896) | JOI, LMU, MOC, SB |
| *Cisthene griseola* (Rothschild, 1913) | JOI |
| *Cisthene rosacea* (Schaus, 1896) | TIM |
| *Cisthene ruficollis* (Schaus, 1896) | JOI |
| *Cisthene triplaga* (Hampson, 1905) | SEA |
| *Clemensia distincta* (Schaus, 1905) | BRU |
| *Clemensia inleis* (Schaus, 1905) | BRU, JOI |
| *Clemensia marmorata* (Schaus, 1896) | BRU |
| *Clemensia panthera* (Schaus, 1896) | BRU, JOI |
| *Clemensia quinqueferana* (Walker, 1863) | BRU |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Coreura fida* (Hübner, 1827) | JOI, RDS, SB |
| *Coreura simsoni* (Druce, 1885) | JOI |
| *Correbidia calopteridia* (Butler, 1878) | JOI |
| *Correbidia elegans* (Druce, 1884) | JOI |
| *Correbidia joinvillea* Schaus, 1921 | FLO, JOI, BRU |
| *Cosmosoma annexa* (Herrich-Schäffer, [1854]) | SEA |
| *Cosmosoma arpi* Dognin, 1924 | JOI |
| *Cosmosoma auge* (Linnaeus, 1767) | BRU, GASP, JOI, RANT, SB, SEA |
| *Cosmosoma centralis* (Walker, 1854) | JOI, MOC, SB, SEA, SJOAQ |
| *Cosmosoma durca* Schaus, 1896 | FLO, JOI, TIM |
| *Cosmosoma elegans* Butler, 1876 | FLO, JOI, SB |
| *Cosmosoma ignidorsia* Hampson, 1898 | SC |
| *Cosmosoma leuconoton* Hampson, 1898 | ANG, FLO, JOI, SB, SEA |
| *Cosmosoma pellucida* Lathy, 1899 | SEA |
| *Cosmosoma pheres* (Cramer, 1782) | JOI |
| *Cosmosoma plutona* Schaus, 1894 | ANG, FLO, SEA |
| *Cosmosoma remota* (Walker, 1854) | FLO, TIM |
| *Cosmosoma subflamma* (Walker, 1854) | JOI |
| *Cosmosoma teuthras restrictum* Butler, 1876 | FLO |
| *Cosmosoma xanthistis* Hampson, 1898 | SEA |
| *Cratoplastis catherinae* (Rothschild, 1916) | BRU, JOI, SB |
| *Ctenucha divisum* Walker, 1856 | LAG, UR |
| *Ctenucha jonesi* Rothschild, 1912 | JOI, RCED, SB, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Ctenucha mortia* Schaus, 1901 | JOI |
| *Ctenucha palmeira* (Schaus, 1892) | FLO, JOI |
| *Ctenucha vittigerum* (Blanchard, 1852) | BJS, SJOAQ |
| *Cyanopepla fastuosa* (Walker, 1854) | ANG, JOI |
| *Cyanopepla jucunda* (Walker, 1854) | JOI, LAG, RANT, SB, TIM, URP |
| *Cyanopepla similis* (Heylaerts, 1890) | JOI |
| *Dasysphinx tarsipuncta* Schaus, 1905 | SC |
| *Dasysphinx torquata* Druce, 1883 | JOI, SEA |
| *Delphyre albiventus* (Druce, 1898) | JOI |
| *Delphyre brunnea* (Druce, 1898) | SB |
| *Delphyre flaviceps* (Druce, 1905) | JOI |
| *Delphyre minuta* (Möschler, 1877) | JOI |
| *Delphyre oviplaga* (Rothschild, 1933) | FLO, JOI, SB, TIM |
| *Delphyre roseiceps* Dognin, 1909 | BRU |
| *Demolis albicostata* Hampson, 1901 | JOI, TIM |
| *Demolis albitegula* (Rothschild, 1935) | JOI, SB |
| *Desmidocnemis hypochryseis* (Hampson, 1898) | ANG, JOI |
| *Diarhabdosia mandana* (Dyar, 1907) | GASP, JOI, SB, TIM |
| *Dinia eagrus* (Cramer, 1779) | BARV, BRU, JOI, SEA |
| *Dinia mena* (Hübner, 1827) | JOI |
| *Diptilon doeri* (Schaus, 1892) | SEA |
| *Diptilon flavipalpis* Hampson, 1911 | SEA |
| *Diptilon gladia* Jones, 1914 | SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Diptilon halterata* (Fabricius, 1775) | JOI |
| *Diptilon philocles* (Druce, 1896) | SEA |
| *Diptilon telamonophorum* Prittwitz, 1870 | SEA |
| *Dolichesia lignaria* Rothschild, 1913 | BRU |
| *Dycladia broteas* Schaus, 1892 | SC |
| *Dycladia lucetius* (Stoll, 1781) | BRU, JOI, PRG, SB, SEA |
| *Dysschema amphissa* (Geyer, 1832) | JARS, JOI, SB, SEA |
| *Dysschema boisduvalii* (van der Hoeven & de Vriese, 1840) | SJOAQ |
| *Dysschema fantasma* (Butler, 1873) | COR, JOI, SB, SEA |
| *Dysschema hilarina* (Weymer, 1914) | BJS, COR, MAF, PAP, SB, SJOAQ, UR |
| *Dysschema hypoxantha* Hübner, 1818* | SEA |
| *Dysschema lucifer* Butler, 1873 | SC |
| *Dysschema luctuosa* (Dognin, 1919) | SJOAQ, UR |
| *Dysschema marginata* (Guérin-Méneville, [1844]) | SB |
| *Dysschema neda* (Klug, 1836) | JOI, PAP, SB |
| *Dysschema nigrivenata* (Hering, 1925) | SC |
| *Dysschema picta* (Guérin-Méneville, [1844]) | BRU, GASP, JOI, SB, SEA |
| *Dysschema sacrifica* (Hübner, [1831]) | COR, JBA, JOI, RANT, SB, SEA |
| *Dysschema subapicalis* Walker, 1854 | GASP, JOI, SB |
| *Dysschema trapeziata* (Walker, [1865]) | SJOAQ |
| *Dysschema tricolora* (Sulzer, 1776)* | JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Echeta divisa* (Herrich-Schäffer, [1855]) | JOI |
| *Echeta juno* (Schaus, 1892) | COR, FLO, JOI |
| *Echeta minerva* (Schaus, 1915) | FLO, SEA |
| *Echeta subtruncata* (Rothschild, 1909) | SC |
| *Elysius chimaera* (Druce, 1893) | JOI |
| *Elysius cingulata* (Walker, 1856)* | JOI, SB, SEA |
| *Elysius conjunctus* Rothschild, 1910 | JARS, SB |
| *Elysius conspersus* Walker, 1855 | BLU, JOI |
| *Elysius discoplaga* (Walker, 1856) | SC |
| *Elysius meridionalis* Rothschild, 1917 | FLO, JOI, SB |
| *Elysius ordinaria* (Schaus, 1894) | JOI, SB, SJOAQ |
| *Elysius pyrosticta* Hampson, 1905 | LAG, SB, SEA, TIM, UR |
| *Elysius ramona* (Schaus, 1927) | SC |
| *Epidesma crameri* (Travassos, 1938) | SB |
| *Epidesma parva* (Rothschild, 1912) | BRU |
| *Epidesma ursula* (Stoll, [1781]) | BRU, JOI |
| *Episcea extravagans* Warren, 1901 | JOI, SB |
| *Episcea sancta* Warren, 1901 | SC |
| *Episcepsis endodasia* Hampson, 1898 | JOI, MOC, SB |
| *Episcepsis venata* Butler, 1877 | FLO, TIM |
| *Erruca cardinale* (Hampson, 1898) | BJS, BRU, JOI, SB |
| *Erruca consors* (Walker, 1854) | JOI, BRU |
| *Erruca deyrolii* (Walker, 1854) | BRU, JOI |
| *Erruca hanga* (Herrich-Schäffer, 1854) | BJS, BRU, CAN, JOI, SB, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SJOAQ |
| *Erruca sanguipuncta* (Druce, 1898) | BRU, FLO, JOI, SB |
| *Euagra azurea* (Walker, 1854) | BRU, JOI, SB |
| *Euagra coelestina* (Cramer, 1782) | JOI |
| *Eucereon aeolum* Hampson, 1898 | JOI |
| *Eucereon apicalis* (Walker, 1856) | CAN, JOI, SB, TIM |
| *Eucereon arenosum* Butler, 1877 | TA, TIM |
| *Eucereon atrigutta* Druce, 1905 | TIM |
| *Eucereon capsica* (Schaus, 1896) | SC |
| *Eucereon chalcodon* Druce, 1893 | BARV, GASP, JOI, POB, SB, TIM |
| *Eucereon discolor* (Walker, 1856) | JOI |
| *Eucereon dorsipuncta* Hampson, 1905 | BLU |
| *Eucereon formosum* Dognin, 1905 | JOI |
| *Eucereon ladas* Schaus, 1892 | FLO, JOI, SB |
| *Eucereon nubilosa* Rothschild, 1912 | BRU, SB |
| *Eucereon plumbicollum* Hampson, 1898 | BRU, FLO, JOI, TIM |
| *Eucereon pometinum* Druce, 1894 | SB |
| *Eucereon pseudarchias* Hampson, 1898 | FLO, JOI |
| *Eucereon punctatum* (Guérin, 1844) | BLU, JOI, SB |
| *Eucereon quadricolor* (Walker, 1855) | JOI, SB, SEA, TIM |
| *Eucereon rosa* (Walker, 1854) | SB |
| *Eucereon scyton* (Cramer, 1777) | FLO, JOI |
| *Eucereon striatum* Druce, 1889 | FLO, JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Eucereon tarona* Hampson, 1898 | BLU, JOI, SB |
| *Eucereon velutinum* Schaus, 1896 | BRU, SB, TIM |
| *Euceriodes wernickei* (Draudt, 1917) | BRU, JOI, TIM |
| *Euchaetes rizoma* (Schaus, 1896) | JOI |
| *Euchlaenidia neglecta* Rothschild, 1910 | SC |
| *Euchlaenidia transcisa* (Walker, 1854) | JOI, SB, SEA |
| *Eudesmia ruficollis* (Donovan, 1798) | LAG, STC |
| *Eupseudosoma grandis* Rothschild, 1909 | BLU |
| *Eupseudosoma involuta* (Sepp, [1849]) | BLU, BRU, JOI |
| *Eurata helena* (Herrich-Schäffer, [1855]) | FLO, SEA, TA |
| *Eurata herrichii* Butler, 1876 | LAG |
| *Eurata schausi* Hampson, 1898 | FLO, RANT, SEA, UR |
| *Eurata stictibasis* Hampson, 1898 | CAN, FLO, LAG, RANT |
| *Euthyone celenna* (Schaus, 1892) | BRU, JOI, TIM |
| *Euthyone melanocera* (Schaus, 1899) | SEA |
| *Euthyone purpurea* (Jones, 1914) | LAG, UR |
| *Euthyone simplex* (Walker, 1854) | BRU |
| *Galethalea pica* (Walker, 1855) | JOI, SB, BJS |
| *Graphea marmorea* Schaus, 1894 | COR, SB |
| *Graphea paramarmorea* Travassos, 1956 | JOI, SEA |
| *Gymnelia laennus* (Walker, 1854) | JOI |
| *Gymnelia xanthogastra* (Perty, 1834) | JOI, TIM |
| *Halysidota cinctipes* Grote, [1866] | BLU |
| *Halysidota cyclozonata* Hampson, 1901 | SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Halysidota interstriata* (Hampson, 1901) | BRU |
| *Halysidota pearsoni* Watson, 1980 | JARS, SB |
| *Halysidota schausi* (Rothschild, 1909)* | SB |
| *Halysidota striata* (Jones, 1908) | BJS, SJOAQ, STC |
| *Halysidota tessellaris* (Smith, 1797) | JOI |
| *Halysidota torniplaga* (Reich, 1935) | SC |
| *Halysidota underwoodi* (Rothschild, 1909) | SB |
| *Heliactinidia nigrilinea* (Walker, 1856) | BRU, GASP |
| *Heliura assimilis* Rothschild, 1912 | TIM |
| *Heliura subplena* (Walker, 1854) | BRU, FLO, GASP, JOI |
| *Heterodontia haematica* (Perty, 1833) | JOI |
| *Holophaea erharda* Schaus, 1927 | SEA |
| *Homoeocera acuminata* (Walker, 1856) | ANG, JOI |
| *Horama panthalon viridifusa* (Schaus, 1904) | FLO |
| *Hyalarctia sericea* Schaus, 1901 | SEA |
| *Hyaleucerea gigantea* Druce, 1884 | TA |
| *Hyalurga fenestrata* (Walker, 1855) | BRU, GASP, JOI, SB |
| *Hyalurga subnormalis* Dyar, 1914 | JARS |
| *Hyalurga syma* (Walker, 1854) | BRU, JOI |
| *Hyperandra appendiculata* (Herrich-Schäffer, [1856]) | BRU, JOI |
| *Hypercompe abdominalis* (Walker, 1865) | SC |
| *Hypercompe brasiliensis* (Oberthür, 1881) | BRU, TIM |
| *Hypercompe cunigunda* (Stoll, [1781]) | JOI, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Hypercompe dognini* (Rothschild, 1910) | SC |
| *Hypercompe jaguarina* (Schaus, 1921) | JOI, SB |
| *Hypercompe kinkelini* (Burmeister, 1879) | BRU, FLO, JOI, RANT, SEA |
| *Hypercompe laeta* (Walker, 1855) | COR, JOI |
| *Hypercompe magdalenae* (Oberthür, 1881) | JOI |
| *Hyperthaema caroei* Jörgensen, 1935 | JOI, SB, SEA |
| *Hyperthaema signatus* (Walker, 1862) | SEA |
| *Hyperthaema sordida* Rothschild, 1935 | SC |
| *Hypidalia enervis* (Schaus, 1894) | BJS, CAN, FLO, JOI, LAG, UR |
| *Hypocrita bicolora* (Sulzer, 1776) | JBA, JOI, SB, SEA |
| *Ichoria chalcomedusa* Druce, 1893 | FLO |
| *Ichoria tricincta* (Herrich-Schäffer, [1855]) | BJS, JOI, MOC, SJOAQ |
| *Idalus admirabilis* (Cramer, 1777) | JOI |
| *Idalus affinis* Rothschild, 1917 | SC |
| *Idalus agastus* Dyar, 1910 | COR, SEA, TIM, UR |
| *Idalus albescens* (Rothschild, 1909) | SEA |
| *Idalus citrina* Druce, 1890 | SB |
| *Idalus flavicostalis* (Rothschild, 1935) | JOI, SEA |
| *Idalus herois* Schaus, 1889 | JOI |
| *Idalus iragorri* (Dognin, 1902) | JOI, TIM |
| *Idalus lineosus* Walker, 1869 | FLO, JOI, SB |
| *Idalus metacrinis* (Rothschild, 1909) | BUR, JOI |
| *Idalus quadratus* Rothschild, 1933 | BRU |
| *Idalus vitrea* (Cramer, 1780)* | JOI, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Ilipa tengyra* (Walker, 1854) | COR, FLO, JOI |
| *Isanthrene incendiaria* (Hübner, 1927) | RDS |
| *Isanthrene pertexta* Draudt, 1917 | FLO |
| *Ischnocampa admeta* Hampson, 1920 | BRU |
| *Ischnocampa lithosioides* (Rothschild, 1909) | JOI |
| *Ischnocampa lugubris* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Isia intricata* Walker, 1856 | BRU, LAG, PAP, SB, SEA |
| *Ixylasia semivitreata* Hampson, 1905 | JOI, SB |
| *Ixylasia trogonoides* (Walker, 1864) | FLO, JOI, SB |
| *Lamprostola pascuala* (Schaus, 1896) | BRU |
| *Lampruna rosea* Schaus, 1894 | COR, SB |
| *Lepidokirbyia vittipes* (Walker, 1855) * | TIM |
| *Lepidoneiva telephus* (Walker, 1854) | BRU, FLO, SEA |
| *Lepidozikania cinerascens* (Walker, 1855) | BLU, JOI, SB |
| *Leucanopsis acuta* (Hampson, 1901) | BRU, JOI |
| *Leucanopsis athor* (Schaus, 1933) | TIM |
| *Leucanopsis austina* (Schaus, 1941) | COR |
| *Leucanopsis biedala* (Schaus, 1941) | JOI, TIM |
| *Leucanopsis calvona* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis chesteria* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis dallipa* (Jones, 1908) | SB |
| *Leucanopsis daltona* (Schaus, 1941) | BJS |
| *Leucanopsis dissimilis* (Reich, 1935) | JARS |
| *Leucanopsis fuscosa* (Jones, 1908) | BJS, SJOAQ |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Leucanopsis joasa* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis jonesi* (Rothschild, 1909) | SJOAQ |
| *Leucanopsis ishima* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis leucanina* (Felder & Rogenhofer, 1874) | BJS, JOI, LAG SJOAQ |
| *Leucanopsis lomara* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis manada* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis mandus* (Herrich-Schäffer, [1855]) | BJS, MOC |
| *Leucanopsis misona* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis nayapana* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis oruba* (Schaus, 1892) | JOI, TIM, SEA |
| *Leucanopsis perirrorata* (Reich, 1935) | SEA |
| *Leucanopsis pseudomanda* (Rothschild, 1910) | MOC, SJOAQ |
| *Leucanopsis sablona* (Schaus, 1896) | SEA, MOC |
| *Leucanopsis siegruna* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis soldina* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis sporina* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis squalida* (Herrich-Schäffer, [1855]) | FLO, SJOAQ, TIM |
| *Leucanopsis strigulosa* (Walker, 1855) | BRU |
| *Leucanopsis suavina* (Schaus, 1941) | SC |
| *Leucanopsis terola* (Schaus, 1941) | FLO, PAP, SJOAQ |
| *Leucanopsis umbrosa* (Hampson, 1901) | SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Leucotmemis emergens* (Walker, 1865) | BRU |
| *Leucotmemis nexa* (Herrich-Schäffer, [1854]) | JOI, SEA |
| *Lophocampa arpi* (Dognin, 1923) | JOI, SEA |
| *Lophocampa atrimaculata* (Hampson, 1901) | BLU, TIM |
| *Lophocampa citrina* (Sepp, [1852]) | BLU, BRU |
| *Lophocampa dinora* (Schaus, 1924) | SC |
| *Lophocampa modesta* (Kirby, 1892) | TIM |
| *Lophocampa romoloa* (Schaus, 1933) | FLO |
| *Lophocampa ronda* (Jones, 1908) | SB, SEA |
| *Loxophlebia braziliensis* Rothschild, 1911 | BARV, JOI, SEA |
| *Loxophlebia broteas* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Loxophlebia flavinigra* Jones, 1908 | JARS, SEA |
| *Loxophlebia picta* (Walker, 1854) | BRU, SB, TIM |
| *Lycomorphodes bipartita* (Walker, 1866) | SEA |
| *Lycomorphodes dichroa* Dognin, 1912 | SEA |
| *Lycomorphodes strigosa* (Butler, 1877) | BRU |
| *Lycomorphodes suspecta* (Felder, 1875) | TIM |
| *Machadoia xanthosticta* (Hampson, 1901) | BJS, CAN, LAG, MOC, PAP, RANT, SEA, SJOAQ |
| *Mallodeta clavata* (Walker, 1854) | JOI |
| *Mazaeras conferta* Walker, 1855 | JOI, SB |
| *Mazaeras francki* Schaus, 1896 | BJS, SB, SEA, SJOAQ |
| *Mazaeras melanopyga* (Walker, 1869) | JOI |
| *Mellamastus nero* (Weymer, 1907) | JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Melese babosa* (Dognin, 1894) | BLU, JOI, SB |
| *Melese binotata* (Walker, 1856) | SC |
| *Melese castrena* Schaus, 1905 | BRU |
| *Melese dorothea* (Stoll, [1782]) | JOI |
| *Melese hebetis* Rothschild, 1909 | SEA |
| *Melese ocellata* Hampson, 1901 | BRU |
| *Melese paranensis* Dognin, 1911 | SEA |
| *Melese peruviana* Rothschild, 1909 | BRU, JOI, SB |
| *Mesothen catherina* (Schaus, 1892) | ANG, BRU, JOI, SB, TIM |
| *Mesothen desperata* (Walker, 1856) | FLO |
| *Mesothen zenobia* Schaus, 1927 | |
| *Metallosia chrysotis* Hampson, 1900 | BRU, JOI |
| *Metalobosia cuprea* (Schaus, 1896) | JOI, SEA |
| *Metalobosia varda* (Schaus, 1896) | BRU |
| *Mirandisca harpalyce* (Schaus, 1892) | JOI, SB, SEA |
| *Munona iridescens* Schaus, 1894 | COR, FLO, SB |
| *Myrmecopsis aurifera* (Klages, 1906) | BRU |
| *Myrmecopsis deceptans* (Zerny, 1912) | JOI |
| *Myrmecopsis ichneumonea* (Herrich-Schäffer, 1854) | JARS, JOI |
| *Myrmecopsis laticincta* (Hampson 1898) | JARS |
| *Myrmecopsis noverca* (Schaus, 1901) | SEA, TIM |
| *Myrmecopsis polistes* (Hübner, 1827) | JOI |
| *Myrmecopsis rubripalpus* (Hampson, 1901) | JOI, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Neidalia dulcicula* Schaus, 1929 | SC |
| *Nelphe confinis* (Herrich-Schäffer, 1855) | JOI, SEA |
| *Nelphe setosa* (Sepp, 1848) | JOI |
| *Neonerita dorsipuncta* Hampson, 1901 | BLU, BRU, SEA, TIM, |
| *Neotrichura nigripes* (Heylaerts, 1890) | FLO, JARS, JOI |
| *Nodozana endoxantha* (Jones, 1908) | SEA, SJOAQ |
| *Nodozana jucunda* Jones, 1914 | BARV, BRU, TIM |
| *Nodozana rhodosticta* (Butler, 1878) | SEA |
| *Nyridela acroxantha* (Perty, 1833) | FLO, JOI, SB |
| *Nyridela chalciope* (Hübner, [1831]) | BRU |
| *Ochrodota pronapides* (Druce,1894) | BRU |
| *Odozana obscura* (Schaus, 1896) | BRU, JOI |
| *Opharus basalis* Walker, 1856 | BRU, JOI, SB, SEA |
| *Opharus bimaculata* (Dewitz, 1877) | FLO, SEA |
| *Opharus brasiliensis* Vincent & Laguerre, 2009 | SB |
| *Opharus flavimaculata* Hampson, 1901 | COR, JOI, SB, SEA |
| *Opharus notata* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Opharus procroides* Walker, 1855 | BRU, JOI, SEA |
| *Opharus rema* (Dognin, 1891) | BRU, FLO, JOI, SB, SEA |
| *Ormetica chrysomelas* (Walker, 1856) | JOI, SB, SEA, SJOAQ, TIM |
| *Ormetica fulgurata* (Butler, 1876) | JOI, SB |
| *Ormetica melea* (Druce, 1900) | JOI |
| *Ormetica neira* (Schaus, 1905) | JOI, SB, TIM |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Ormetica pallidifascia* (Rothschild, 1933) | SC |
| *Ormetica pallidinervis* (Rothschild, 1935) | SC |
| *Ormetica pretiosa* (Schaus, 1921) | JOI |
| *Ormetica rothschildi* Watson, 1975 | SB |
| *Ormiscodes caxambua* Schaus, 1921 | JOI |
| *Pachydota albiceps* (Walker, 1856) | BRU, JOI |
| *Pachydota ducasa* Schaus, 1905 | SB |
| *Paracles affinis* (Rothschild, 1910) | SB |
| *Paracles bilinea* (Schaus, 1901) | JOI, SEA, SJOAQ, TIM, UR |
| *Paracles brunnea* (Hübner, [1831]) | JOI |
| *Paracles costata* (Burmeister, 1878) | BJS, SJOAQ |
| *Paracles duckinfieldia* (Schaus, 1896) | COR |
| *Paracles fervida* (Schaus, 1901) | BRU, JOI |
| *Paracles fusca* (Walker, 1856) | BJS, BLU, BRU, MAF, SB |
| *Paracles honora* (Schaus, 1896) | LAG |
| *Paracles paula* (Schaus, 1896) | BRU |
| *Paracles variegata* (Schaus, 1896) | BJS, JOI, LAG, PAP, SEA, SJOAQ, UR |
| *Paraethria triseriata* (Herrich-Schäffer, [1855]) | BLU, FLO, JOI, SB |
| *Pareuchaetes aurata* (Butler, 1885) | JOI, SEA |
| *Pelochyta cinerea* (Walker, 1855) | JOI, RANT, SB, SEA, SJOAQ, UR |
| *Pelochyta pallida* (Schaus, 1901) | LAG, SB, TIM |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Phaegoptera albimacula* (Jones, 1908) | SEA, SJOAQ |
| *Phaegoptera chorima* Schaus, 1896 | COR, RDS, SB, SEA, SJOAQ |
| *Phaegoptera depicta* (Herrich-Schäffer, [1855]) | BRU, COR, JOI, SB, SEA |
| *Phaegoptera flavopunctata* (Herrich-Schäffer, [1855]) | FLO, JOI, SB, SJOAQ |
| *Phaegoptera flavostrigata dissimilis* (Reich, 1934) | JARS |
| *Phaegoptera granifera* Schaus, 1892 | BLU, JOI, SB |
| *Phaegoptera histrionica* Herrich-Schäffer, [1853] | BRU, JOI, SB, TIM |
| *Phaegoptera pseudocatenata* Travassos, 1955 | SEA |
| *Phaegoptera punctularis* (Herrich-Schäffer, [1855]) | JOI, SJOAQ, BJS |
| *Phaegoptera schaefferi* Shaus, 1892 | COR, FLO, JOI, MOC, SJOAQ |
| *Phaegoptera superba* Druce, 1911 | JOI, PAP, SB, TIM |
| *Phaloe cruenta* (Hübner, 1823) | JBA, JOI, O/C, POB, RANT, SB, SEA |
| *Pheia albisigna* (Walker, 1854) | BRU, SB |
| *Pheia haematosticta* Jones, 1908 | JOI |
| *Pheia haemapera* Schaus, 1898 | SC |
| *Philoros affinis* (Rothchild, 1912) | SC |
| *Philoros rubriceps* Walker, 1854 | FLO, GASP, JOI, RANT, SB, SJOAQ, TIM |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Phoenicoprocta analis* Schrottky, 1909 | ANG, FLO, JOI, SEA |
| *Phoenicoprocta baeri* Rothschild, 1911 | SEA |
| *Phoenicoprocta corvica* (Dognin, 1910) | SB |
| *Phoenicoprocta haemorrhoidalis* (Fabricius, 1775) | BRU |
| *Phoenicoprocta teda* (Walker, 1854) | JOI, POB, TA |
| *Phoenicoprocta vacillans* (Walker, 1856) | JOI |
| *Phoeniostacta haematabasis* Hampson,1898 | FLO, SB |
| *Pionia elongata* (Dognin, 1890) | BLU |
| *Pionia lycoides* (Walker, 1854) | BRU, GASP, JOI, SB, TIM |
| *Poecilosoma chrysis* Hübner, 1823 | BRU, JOI |
| *Poliopastea indistincta* (Butler, 1876) | BRU, JOI |
| *Pompilopsis tarsalis* (Walker, 1854) | JOI |
| *Prepiella miniola* Hampson, 1900 | BRU |
| *Pronola magniplaga* Schaus, 1899 | BRU, GASP, JOI, TIM |
| *Pryteria unifascia* (Druce,1899) * | ARQ |
| *Pseudaethria cessogae* Schaus, 1924 | JOI |
| *Pseudohyaleucerea vulnerata* (Butler, 1875) | JOI, SB, SEA |
| *Pseudomya tipulina* (Hübner, [1812]) | BRU, GASP, TA, TIM |
| *Pseudophaloe tellina* (Weymer, 1895) | SEA |
| *Pseudosphex fulvisphex* (Druce, 1898) | BRU |
| *Pseudosphex polybia* Kaye, 1911 | SC |
| *Psilopleura vittata* (Walker, [1864]) | BRU |
| *Ptychotricos elongatus* Schaus, 1906 | FLO, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Rhipha subflammans* (Rothschild, 1909) | JOI, SB, SEA |
| *Rhodographa phaeoplaga* Schaus, 1899 | BRU |
| *Rhynchopyga meisteri* (Berg, 1883) | BJS, FLO, JOI, SB, SJOAQ |
| *Robinsonia dewitzi* Gundlach, 1881 | BLU, BRU, JOI, SB |
| *Robinsonia longimacula* Schaus, 1915 | JOI |
| *Robinsonia praphaea* Dognin, 1906 | SC |
| *Romualdia chimaera* (Rothschild, 1935) | JARS |
| *Romualdia elongata* (Felder & Rogenhofer, 1874) | JOI, SEA |
| *Romualdia opharina* (Schaus, 1921) | COR, JOI, SB |
| *Saurita attenuata* Hampson, 1905 | JOI, TA |
| *Saurita intricata* (Walker, 1854) | JOI |
| *Saurita nigripalpia* Hampson, 1898 | JOI |
| *Saurita sericea* (Herrich-Schäffer, [1854]) | FLO, SEA |
| *Sauritinia dubiosa* (Schaus, 1905) | JOI |
| *Scaptius pseudoprumala* (Rothschild, 1935) | JOI |
| *Scaptius sanguistrigata* Dognin, 1910 | TIM |
| *Scaptius submarginalis* (Rothschild, 1909) | BRU |
| *Selenarctia elissa* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Selenarctia elissoides* (Rothschild, 1909) | POB |
| *Selenarctia flavidorsata* Watson, 1975 | BRU, FLO, JOI |
| *Sphecosoma aenetus* (Schaus, 1896) | BRU, FLO, JOI, PRG, SEA |
| *Sphecosoma flavia* (Schaus, 1898) | FLO, SB, SEA, TIM, UR |
| *Sphecosoma melissa* Schaus, 1896 | BRU, JARS, JOI, SEA, TA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Sphecosoma testacea* (Walker, 1854) | SEA |
| *Sthenognatha gentilis* (Felder & Rogenhofer, 1874) | JOI, SB |
| *Sutonocrea hoffmanni* (Schaus, 1933) | SC |
| *Sutonocrea lobifer* (Herrich-Schäffer, [1855]) | BRU, JOI |
| *Sutonocrea reducta* (Walker, 1856) | JOI, TIM |
| *Sychesia coccina* Jordan, 1916 | BRU, SB, SEA |
| *Sychesia dryas tupus* Jordan, 1916 | SB |
| *Sychesia erubescens* Jordan, 1916 | JOI, SEA |
| *Symphlebia abdominalis* (Herrich-Schäffer, [1855]) | SB |
| *Symphlebia catenata* (Schaus, 1905) | MAF, PAP, SB, SEA |
| *Symphlebia distincta* (Rothschild, 1933) | MOC, SB |
| *Symphlebia lophocampoides* Felder & Rogenhofer, 1874 | JOI, LAG, PAP, SEA, SJOAQ |
| *Symphlebia nigranalis* (Schaus, 1915) | JOI |
| *Symphlebia obliquefasciatus* (Reich, 1935) | BLU |
| *Symphlebia perflua perflua* (Schaus, 1915) | JOI, SB |
| *Symphlebia suanus* (Druce, 1902) | SB, UR |
| *Talara barema* Schaus, 1896 | BRU |
| *Talara bombycia* Schaus, 1896 | BRU |
| *Talara ditis* (Butler, 1878) | BRU, JOI |
| *Talara niveata* (Butler, 1878) | BRU |
| *Tessella sertata* (Berg, 1882) | JOI, SB, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Tessellarctia semivaria* Walker, 1856 | BJS, BRU, SEA, SJOAQ, UR |
| *Theages leucophaea* (Walker, 1855) | SB, SEA, TIM |
| *Theages xanthura* Schaus, 1910 | SB |
| *Thermidarctia thirmida* (Hering, 1926) | BLU |
| *Thysanoprymna pyrrhopyga* (Walker, [1865]) | BRU, JOI, SB, UR |
| *Tipulodes ima* Boisduval, 1832 | BRU, JOI, POB, SB, SEA |
| *Trichromia ishima* (Schaus, 1933) | FLO, TIM |
| *Trichromia pinon* (Druce, 1911) | JOI |
| *Trichromia repanda* (Walker, 1855) | JOI, SB, SEA |
| *Trichromia rhodocraspis* (Hampson, 1909) | JOI |
| *Trichromia unicolorata* (Gaede, 1928) | SC |
| *Trichromia vulmaria* (Schaus, 1924) | BRU |
| *Trichura cyanea* Schaus, 1892 | JOI |
| *Trichura melanosoma* Hampson, 1898 | BRU, JOI |
| *Tricypha imperialis* (Heylaerts, 1884) | BRU, SB |
| *Tricypha nigrescens* Rothschild, 1909 | GASP, SB |
| *Uranophora banghaasi* (Draudt, 1915) | BLU, RCED, SB |
| *Uranophora castra* (Hampson, 1898) | JOI, LAG, SB, SJOAQ |
| *Uranophora splendida* (Herrich-Schäffer, [1854]) | COR, JOI |
| *Utetheisa ornatrix* (Linnaeus, 1758) | JOI, SC, SEA |
| *Virbia divisa* (Walker, 1864) | BJS, JOI, SB, SEA, SJOAQ, UR |
| *Virbia medarda* (Stoll, [1781]) | SJOAQ |
| *Virbia ovata* Rothschild, 1910 | JOI, MOC, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Viviennea ardesiaca* (Rothschild, 1909) | SEA |
| *Viviennea dolens indefecta* (Jörgensen, 1932) | SEA |
| *Viviennea flavicincta* Herrich-Schäffer, 1855 | COR, JOI, SB, TIM |
| *Viviennea moma* (Schaus, 1905) | BRU, JOI |
| *Viviennea salma* (Druce, 1896) | BRU, SB |
| *Xantholopha purpurascens* Schaus, 1899 | SJOAQ |
| *Xanthophaeina levis* (Druce, 1899) | JOI, SB, TIM |
| *Xanthyda drucei* (Kirby, 1892) | BRU, FLO, JOI, TIM |

Figura 20. Lagarta de *Lophocampa* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
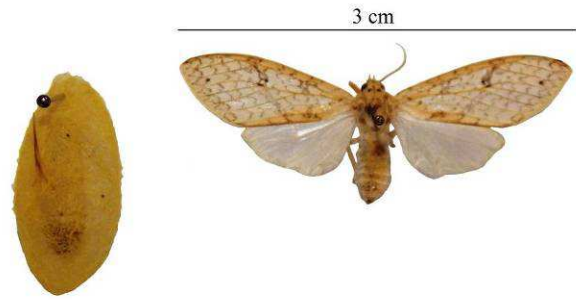
Figura 21. À esquerda, pupa, e à direita, adulto de *Lophocampa* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 22. *Aclytia terra* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
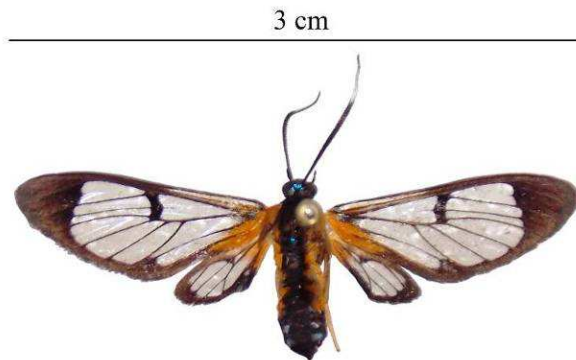
Figura 23. *Cosmosoma* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
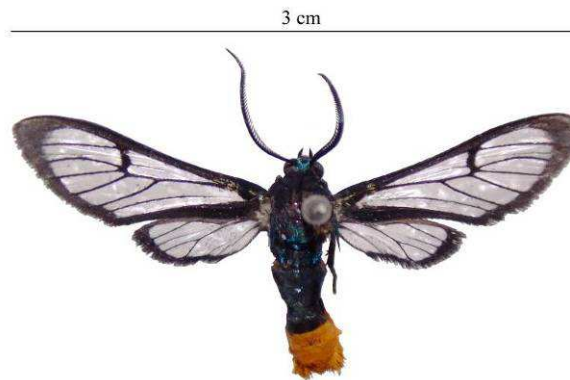
Figura 24. *Cosmosoma* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
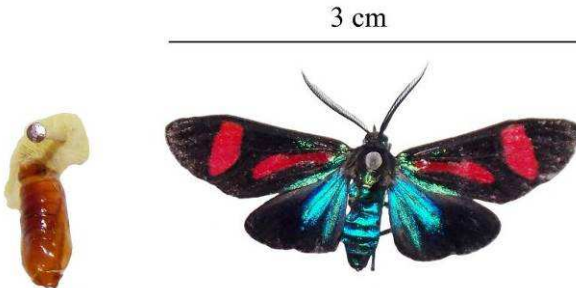
Figura 25. *Cyanoplepa jucunda* (Erebidae), à esquerda, pupa, e à direita, adulto. Foto: E. Orlandin (2015).
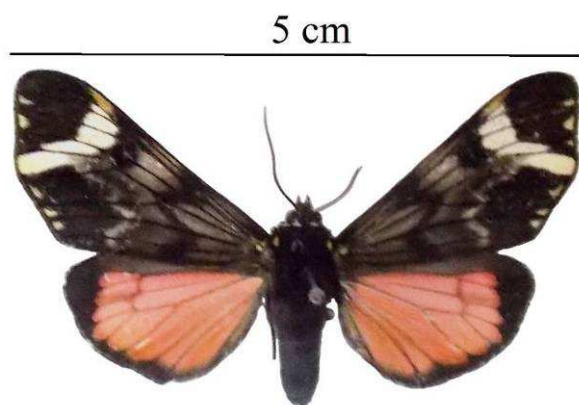
Figura 26. *Dysschema hilarina* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
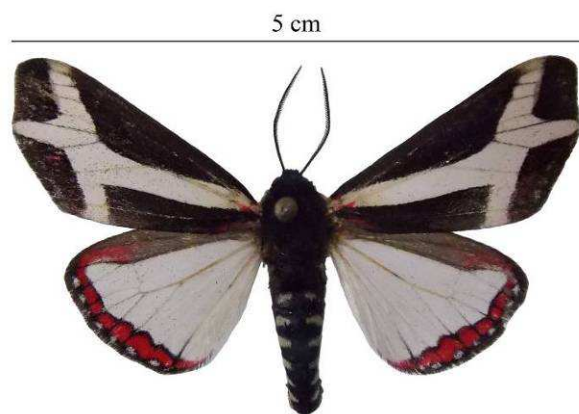
Figura 27. *Dysschema sacrifica* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
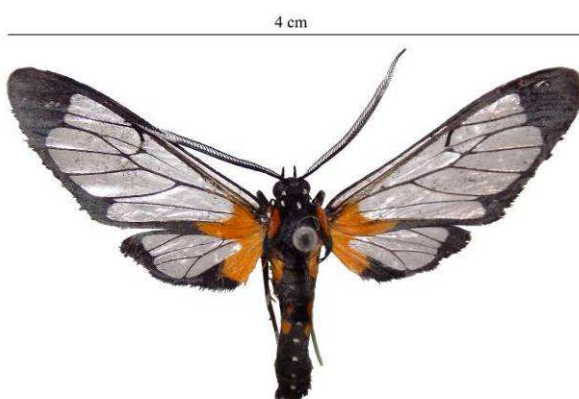
Figura 28. *Erruca hanga* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
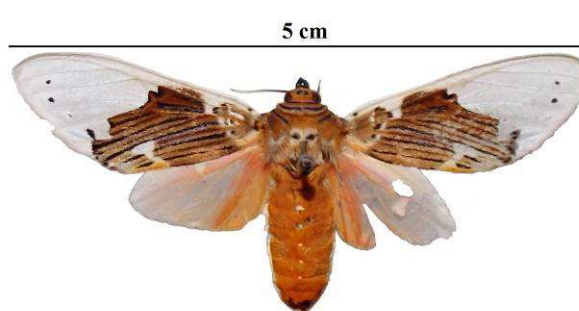
Figura 29. *Idalus vitrea.* Foto: E. Orlandin (2016).
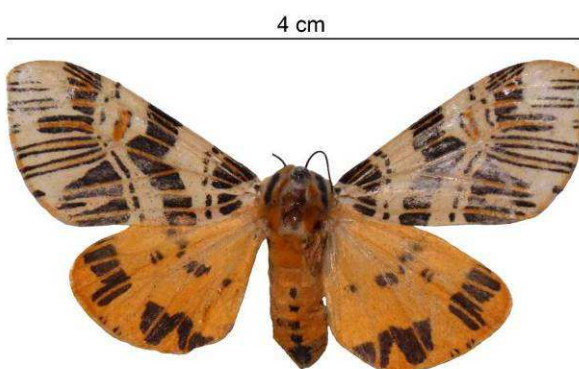
Figura 30. *Isia intricata* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
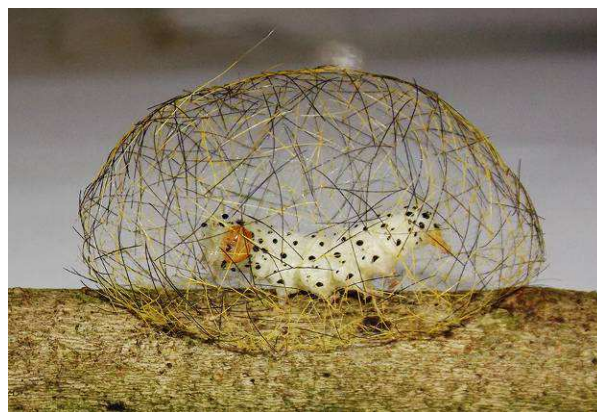
Figura 31. *Macrocneme* sp. construindo um casulo utilizando as cerdas do próprio corpo. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 32. Pupa de *Macrocneme* sp. Foto: E. Orlandin (2016).
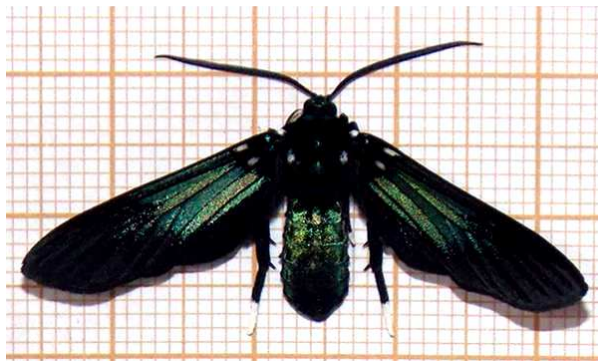
Figura 33. *Macrocneme* sp. adulto. Foto: E. Orlandin (2016).
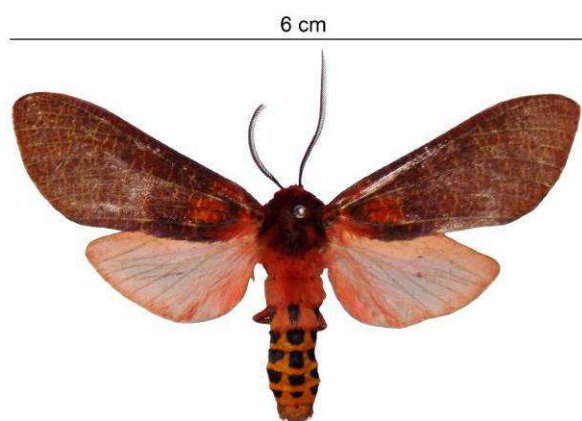
Figura 34. *Mazaeras conferta* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 35. *Phaegoptera chorima* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
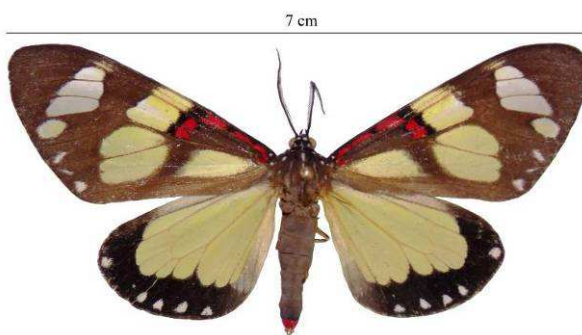
Figura 36. *Phaloe cruenta* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 37. *Pronola magniplaga* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
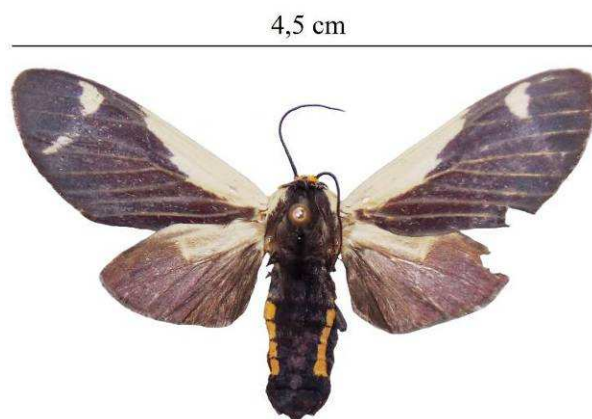
Figura 38. *Pryteria* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

4,5 cm

Figura 39. *Symphlebia* sp. (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
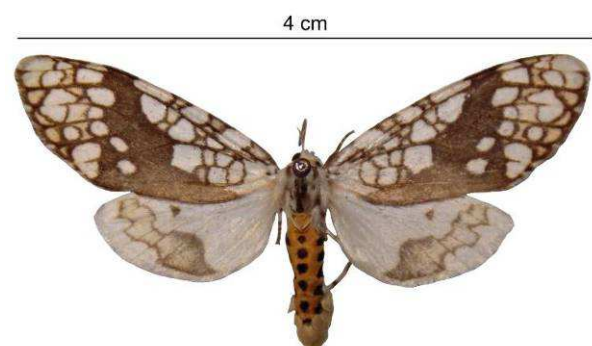
Figura 40. *Tessella sertata* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).
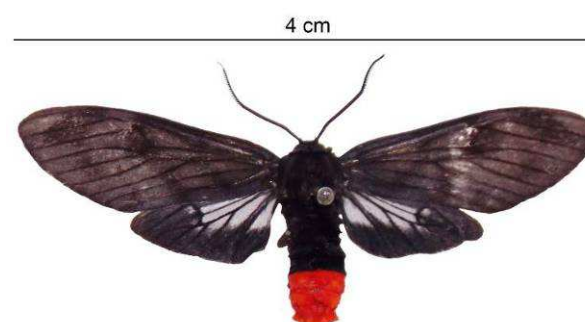
Figura 41. *Thysanoprymna pyrrhopyga* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 42. *Tipulodes ima* (Erebidae). Foto: E. Orlandin (2015).

## Família GELECHIIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Com cerca de 4.600 espécies, Gelechiidae é uma das maiores famílias de microplepidópteros. A região Neotropical possui a segunda maior riqueza de espécies desta família, cerca de 860. No entanto, apenas para o Brasil, estimativas apontam para a existência de cerca de 1.500 espécies[8].

Os adultos são geralmente noturnos, porém alguns podem ter hábitos crepusculares, e até mesmo diurnos. São amarelados ou acinzentados, mas alguns podem ser coloridos ou ainda ter marcações metálicas iridescentes[148]. Apresentam envergadura alar entre 7 mm e 25 mm e quando em repouso costumam manter a parte anterior do corpo erguida[8]. Muitas espécies, quando pousadas, têm o hábito de girar em círculos ao serem perturbadas[148].

Hickel e colaboradores (1991)[149] estudando o comportamento reprodutivo da espécie *Scobripalpula absoluta*, verificaram que os machos são atraídos para as fêmeas virgens por meio de feromônios. Quando o macho detecta os feromônios no ar, ele para com suas atividades, eleva a cabeça e ergue as antenas em “V”, então inicia a procura pela fêmea em um voo excitado, que é um voo lento em zigue-zague, diferente do voo normal da espécie que em geral é curto, rápido e em linha reta.

Quando o macho está próximo à fêmea, começa a caminhar em zigue-zague batendo as asas, considerado um estado de excitamento máximo, realizado perto da fêmea em postura de chamamento. Ao encontrar uma fêmea em postura receptiva, ocorre a tentativa de cópula. Se esta não está em postura receptiva, a tentativa de cópula é frustrada, com a fêmea impedindo a atividade. Ou então, a fêmea tenta se afastar do macho caminhando, e este a segue ou faz giros, caminhando e batendo rapidamente as asas[149].

Para a cópula o macho se posiciona lateralmente à fêmea, colocando duas ou três pernas sobre o dorso dela, quando então ele tenta acoplar a extremidade de seu abdômen ao da fêmea. Durante essa etapa o macho continua batendo as asas, e só para se o acoplamento for bem sucedido. Então, se a fêmea aceita a cópula, ambos os sexos ficam acoplados em posições opostas e permanecem imóveis[149].

É escasso o conhecimento a respeito dos imaturos desta família. Sendo que informações mais completas se referem àquelas espécies responsáveis por danos à

agricultura. Os hábitos alimentares são muito variados, havendo registro de mais de 100 famílias de plantas hospedeiras em todo o mundo[8]. As lagartas que atacam folhas costumam dobrá-las ou enrolá-las antes de se alimentar delas, outras espécies são minadoras ou brocas, escavando galerias nas folhas ou em partes do caule. Algumas lagartas se desenvolvem em frutos, porém se alimentam das sementes destes[11].

No Brasil, danos econômicos são causados por *Sitotroga cerealella*. Considerada uma praga primária do milho, esse lepidóptero em sua fase larval ataca os grãos em estágio de maturação, ou mesmo já armazenados, consumindo-os, alterando o peso e a qualidade. Também atacam as farinhas, nas quais se desenvolvem, causando deterioração do produto pronto para consumo[150]. *Pectinophora gossypiella* (Saunders) é responsável por atacar culturas de algodão e quiabo[8].

*Phthporimaea operculella* (Zeller) ataca solanáceas em geral, causando sérios danos principalmente em plantações de batatinha[151]. Pratissoli e colaboradores (2003) [151] verificaram que os adultos vivem em média 32 a 33 dias e que as fêmeas colocam em torno de 195 ovos.

Para Santa Catarina foram encontrados registros de duas espécies[61]: *Gelechia bathrochlora* Meyrick, 1932 e *Gelechia diacmota* Meyrick, 1932.

# Família GEOMETRIDAE

*Emili Bortolon dos Santos*
*Mario Arthur Favretto*

Para Geometridae já foram descritas cerca de 21.150 espécies divididas em aproximadamente 1.500 gêneros no planeta. A maior diversidade está na região Neotropical, com mais de 6.500 espécies já registradas, bem como na região Indo-Australiana, com aproximadamente 6.670 espécies[152, 153]. No Brasil já foram registradas cerca de 5.000 espécies entre as subfamílias Ennominae, Geometrinae, Sterrhinae, Larentiinae e Oenochrominae[8]. Há o registro, no estado de Santa Catarina, de 63 espécies para esta família. No entanto, devido à falta de estudos no estado, deve haver um número maior de espécies a serem registradas[7, 147, 154-164].

Esta família está entre as mais ricas em espécies entre todos os Lepidoptera. Os adultos podem variar de muito pequenos a tamanhos maiores, medindo de 8 a 120 mm, geralmente com as asas bem amplas e corpo delgado. A grande parte dos geometrídeos possui hábito noturno/crepuscular e durante o dia repousam com as asas abertas sob líquens, troncos de árvores, áreas necrosadas de folhas, folhas marrons, caracterizando-os assim como insetos crípticos, devido a se confundirem com o meio onde estão. No entanto, algumas espécies podem possuir hábito de voar durante o dia, como as espécies do início da primavera na região Holártica, bem como espécies miméticas das regiões tropicais[89, 152, 153].

As larvas de Geometridae, que em sua maioria se alimentam de folhas, possuem movimentação característica, derivando daí o nome popular de mede-mede ou mede-palmo. Estes vernáculos são oriundos do seu tipo de locomoção, que lembra passos realizados com seu corpo inteiro, que se dobra, ficando em formato de alça[153]. Algumas larvas podem depositar detritos sobre seu corpo para obter uma melhor camuflagem, como é o caso da subfamília Geometrinae[152].

O corpo dos geometrídeos são normalmente delicados, podendo, no entanto, ser robusto em alguns gêneros[152]. Os exemplares dessa família são simples, porém, podem possuir uma grande variedade de colorações, em geral, com tons de cinza ou pardo a cores escuras, com protuberâncias e ornamentos. Muitos espécimes ficam expostos quando se alimentam e dependem da condição críptica das flores, folhas e galhos para evitarem predadores[8, 153].

Muitas espécies se alimentam de coníferas, desfolhando-as, o que as caracterizam como pragas destas plantas[153].

Há também espécies que são desfolhadoras de *Eucalyptus*, como é o caso de *Thyrinteina arnobia*. Essa espécie é conhecida como lagarta-parda-do-eucalipto e causa danos expressivos em várias partes do país. Em trabalho sobre biologia dessa espécie, constatou-se que lagartas alimentadas com folhas de eucalipto levaram cerca de 37 dias para mudar o estágio e são muito menos robustas quando comparadas às lagartas alimentadas com outras plantas, como goiabeira[165].

Na espécie *Fulgurodes sartinaria* desenvolvendo-se em *Pinus patula*, Santos e colaboradores (1993)[166] verificaram que as fêmeas colocam em média 180 ovos, o período de desenvolvimento embrionário (incubação dos ovos) leva em média 13 dias, as larvas passam por cinco instares (fases) que duram no total 78 dias. A fase pré-pupa dura aproximadamente três dias e a fase de pupa 21 dias. E os adultos vivem em média 12 dias.

Nunes e colaboradores (2013)[167] estudaram o desenvolvimento da espécie *Physocleora dimidiaria* em hospedeiros naturais e verificaram que a fase larval dura em média de 23 a 34 dias, dependendo da planta que a larva está se alimentando. A fase de pupa dura em média 13 dias e a longividade dos adultos é de 10 a 12 dias, as fêmeas podem colocar entre 192 e 432 ovos.

Tabela 7. Espécies de Geometridae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, JOI -Joinville, JBA -Joaçaba, O/C - Ouro e Capinzal. SEA - Seara JS - Jaraguá do Sul, BLU - Blumenau, SB - São Bento do Sul, COR - Corupá, NB - Nova Bremen.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Anavinemina aequilibera* Prout, 1933 | JS |
| *Anisodes vuha* Schaus, 1929 | SC |
| *Argyrotome mira* Oberthur, 1883 | JS |
| *Atyria isis* Hübner, 1823 | SC |
| *Cathydata batina schadei* Proudt, 1933 | BLU |
| *Chloropteryx rhodelaea* Proudt, 1933 | JS |
| *Cidariophanes ischnopterata* Warren, 1895 | SEA |
| *Cidariophanes proteria* Schaus, 1927 | SC |
| *Cundimarca rindgei* Dias, 1998 | SEA |
| *Cyllopoda bipuncta* Warren, 1906 | JBA |
| *Dichorda* sp. | JBA |
| *Epicemis* sp. | JBA |
| *Erilophodes spinosa* Covell, 1963 | SEA |
| *Eucymatoge perfica* Schaus, 1929 | SC |
| *Eucymatoge segnis* Schaus, 1929 | SC |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Eudule allegra* Schaus, 1929 | SC |
| *Eudule nanora* Schaus, 1929 | SC |
| *Eudule sororcula* Schaus, 1929 | SC |
| *Glena asaccula* Rindge, 1967 | BLU, JS |
| *Glena bipennaria* Guenée, 1858 | SEA |
| *Glena brachia* Rindge, 1967 | SEA |
| *Glena demissaria* Walker, 1860 | SEA |
| *Glena turba* Rindge, 1967 | BLU |
| *Glena unipennaria* Guenée, 1857 | SEA, NB, JS |
| *Melanolophia apicalis* Warren, 1900 | SEA |
| *Melanolophia consimilaria* Walker, 1860 | SC, NB, SEA, SB, JS, BLU, COR |
| *Melanolophia delinquaria* Walker, 1860 | SC |
| *Melanolophia eucheria* Schaus, 1927 | SC, BLU, JS, COR |
| *Melanolophia intervallata* Warren, 1900 | SC, JS |
| *Melanolophia modica* Rindge, 1964 | COR, JS |
| *Melanolophia preapicata* Warren, 1900 | SEA, NB, JS |
| *Melanolophia subatrata* Dognin, 1902 | SC, SEA |
| *Melanolophia perversa* Rindge, 1964 | SEA, BLU, JS |
| *Narquena resalaria* Schaus, 1929 | SC |
| *Nepheloleuca* sp. | JBA |
| *Oligopleura malachitaria fusca* Dognin, 1923 | JOI |
| *Pherotesia condensaria* Guenée, 1858 | SC, SEA |
| *Pherotesia confusata* Walker, 1862 | SC, BLU |
| *Phrudocentra tanystys* Proudt, 1931 | JOI |
| *Iridopsis* sp. | JBA |
| *Oospila confundaria* Möschler, 1890 | NB |
| *Oospila delphinata* Warren, 1900 | NB, BLU, JS, COR, SB |
| *Oospila includaria* Herrich-Schäffer, 1855 | BLU, SB, SEA, JS |
| *Oospila concinna* Warren, 1900 | JS, BLU |
| *Oospila trilunaria* Guenée, 1857 | NB, BLU, SB |
| *Opisthoxia metargyria* Walker, 1867 | JS, BLU, SB, COR, SEA |
| *Oxydia* sp. | JBA |
| *Pantherodes pardalaria* (Hübner, 1823) | JBA, O/C |
| *Phrygionis* sp. | JBA |
| *Phrygionis platinata* Guenée, 1858 | SC |
| *Sabulodes triangula* Rindge, 1978 | SEA |
| *Sabulodes caberata* Guenée, 1858 | SEA, SB, BLU |
| *Sabulodes exhonorata* Guenée, 1858 | SB |
| *Sabulodes prolata* Rindge, 1978 | SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Sericoptera* sp. | JBA |
| *Sphacelodes* sp. | JBA |
| *Synchlora* sp. | JBA |
| *Tachychlora clita* Proudt, Proudt, 1932 | BLU |
| *Tachychlora pretiosa* Thierry-Mieg, 1916 | SC |
| *Tachyphyle insignis* Dognin, 1920 | JOI |
| *Tarma* sp. | SEA |
| *Thyrinteina arnobia* Stoll, 1782 | SEA, BLU |
| *Thyrinteina leucoceraea* Rindge, 1961 | COR |

Figura 43. Exemplo de lagarta de Geometridae. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 44. Exemplo de lagarta de Geometridae que camufla-se de galho. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 45. Lagarta de Cf. *Anisozyga* sp. (vista lateral). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 46. Lagarta de Cf. *Anisozyga* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 47. Adulto de Cf. *Anisozyga* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 48. *Cyllopoda* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 49. *Dichorda* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).
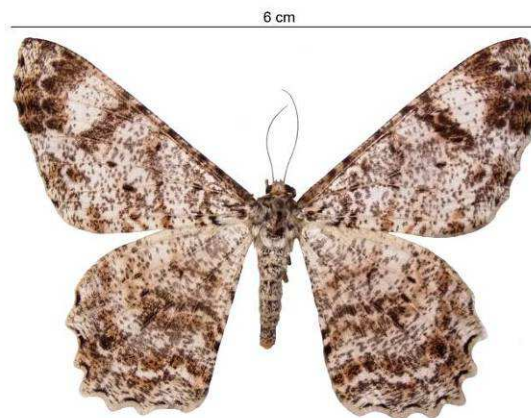
Figura 50. *Epimecis* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).
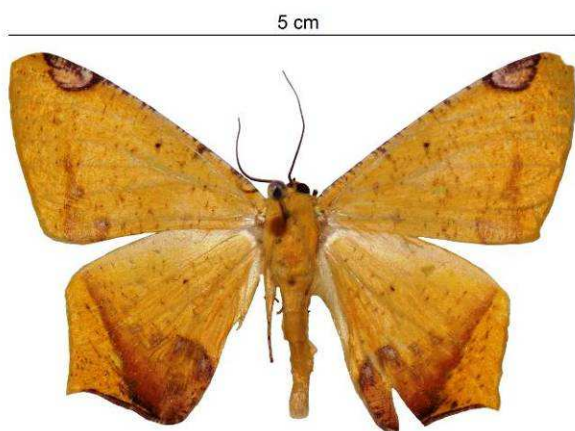
Figura 51. *Nepheloleuca* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 52. Lagarta de *Nematocampa* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 53. Adulto de *Nematocampa* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 54. *Oxydia* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 55. *Pantherodes pardalaria.* Foto: M.A. Favretto (2012).
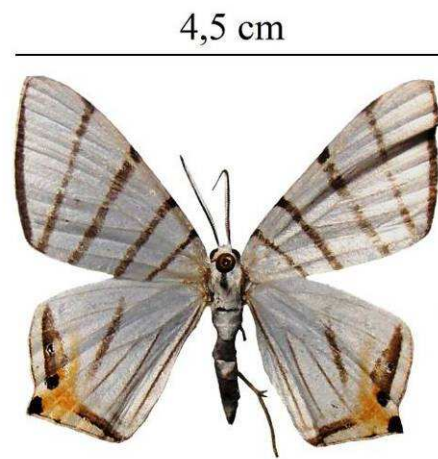
Figura 56. *Phrygionis* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 57. *Sericoptera* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 58. *Sphacelodes* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 59. *Synchlora* sp. (Geometridae). Foto: E. Orlandin (2015).

# Família HEPIALIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família possui 496 espécies em todo o mundo, merecendo destaque *Trichophassus giganteus* que possui quase 20 cm de envergadura. Alguns adultos não se alimentam e voam durante o dia, o crepúsculo ou à noite[8, 11, 168].

As larvas são cobertas por cerdas finas e curtas, com cabeça relativamente alongada, podem ser brocas de raízes, caules e galhos, algumas são micófagas (se alimentam de fungos) durante todo o período larval ou durante os primeiros estágios de desenvolvimento[8, 11, 168].

Há também espécies que se alimentam de folhas sobre o solo. Mesmo estas, assim como as que possuem os demais hábitos alimentares, podem escavar túneis no solo que usam para se abrigar. Estes túneis são revestidos com seda e também suas entradas, eventualmente, são protegidas com seda coberta com matéria vegetal[169].

Sobre as larvas que vivem em troncos de árvores, antes de iniciarem a escavação do túnel, cobrem-se com uma proteção de seda, onde aderem matéria vegetal. Após estarem protegidas começam a escavar o túnel que lhes servirá de abrigo no tronco da árvore. Quando este está pronto, à semelhança com aquelas que escavam no solo, mantêm uma cobertura de seda camuflada com matéria vegetal na entrada no túnel[170].

Algumas larvas do gênero *Hepialus* se desenvolvem durante três anos até atingir a idade adulta. Neste caso, passam dois anos vivendo na raiz das plantas que se alimentam e no terceiro ano, deslocam-se para o caule, quando então durante a primavera saem dele para empupar [8, 11, 168, 171].

Os machos formam enxames durante a redução da luminosidade do dia (provavelmente, crepúsculo) e então as fêmeas são atraídas por estímulos químicos. Sendo que, no caso de *Trichophassus giganteus*, uma fêmea pode carregar até 10.000 ovos e o desenvolvimento embrionário leva 28 dias. Porém as fêmeas de algumas espécies podem carregar até 50.000 ovos, que são dispersos nas plantas hospedeiras durante o voo[8, 11, 168].

Na espécie *Sthenopis auratus* da América do Norte, o macho atrai as fêmeas também por meio de atração química, mas ao invés de formar enxames, ele pousa sobre a ponta da folha de uma planta apoiando-se com as pernas anteriores. Neste local começa a bater as asas e forçar o ar a passar por suas glândulas de feromônios para dispersar este atrativo químico no ar[172].

Em uma mesma espécie podem ocorrer essas diferentes formas de atração, o enxame dos machos (*lekking*), a atração individual por parte dos machos, ou ainda, o macho ser atraído até uma fêmea sedentária por estímulo olfatório, caso de *Hepialus humuli*[173].

Foram registradas 18 espécies de Hepialidae em Santa Catarina, baseado em observações pessoais e consulta a diversas fontes na literatura cientifica[61, 174-180]. A nomenclatura das espécies segue Mielke e Grehan (2012)[175].

Tabela 8. Espécies de Hepialidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; SB - São Bento do Sul; UR - Urubici, SJOAQ - São Joaquim, JBA - Joaçaba.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Aepytus munoa* Schaus, 1929 | SC |
| *Aepytus guarani* (Pfitzner, 1914) | SC, SB |
| *Aepytus tupi* Mielke & Grehan, 2015 | SB |
| *Argyrotome mira* Oberthur, 1883 | JS |
| *Cibyra dorita* Schaus, 1901 | SC |
| *Cibyra ferrugisona* Walker, 1856 | SB |
| *Cibyra ybyra* Mielke, 2015 | UR, SJOAQ |
| *Cibyra meridionalis* Mielke & Casagrande, 2013 | SB, UR, SJOAQ |
| *Cibyra monoargenteus* (Viette, 1951) | SB, UR |
| *Cibyra munona* (Schaus, 1929) | SC |
| *Cibyra ochracea* Mielke, 2014 | SB |
| *Cibyra stigmatica* (Pfitzner, 1937) | SB |
| *Cibyra verresi* (Schaus, 1929) | SC |
| *Cibyra ykeyra* Mielke, 2015 | SB |
| *Roseala tessellatus* (Herrich-Schäffer, [1834] | SC |
| *Schaefferiana epigramma* Herrich-Schäffer, 1854 | SB |
| *Trichophassus giganteus* (Herrich-Schäffer, [1853]) | JBA, SC |
| *Vietteogorgopis katharinae* (Pfitzner, 1914) | SC |

Figura 60. *Trichophassus giganteus* (Hepialidae). Foto: M.A. Favretto (2015).

## Família HESPERIIDAE

*Monica Piovesan*
*Elton Orlandin*

As borboletas da família Hesperiidae somam cerca de 3.100 espécies distribuídas em todo o mundo, exceto nos pólos e na Nova Zelândia. Estão bem representadas na região Neotropical, com aproximadamente 2.300 espécies. Já no Brasil, são estimadas em torno de 1.160 espécies distribuídas em quatro subfamílias, Pyrrhopyginae, Pyrginae, Heteropterinae e Hesperiinae[8, 181]. Característica marcante em Hesperiidae são as antenas com o ápice (ponta) em fomato de vírgula ou gancho[182].

As larvas alimentam-se usualmente em Fabaceae, Piperaceae, Malvaceae, Poaceae, entre outras. Vivem isoladas ao enrolar e dobrar folhas da planta hospedeira sobre si mesmas, prendendo-as com fios de seda, permanecendo ali até o último instar, onde empupam[8, 182, 183]. Adultos possuem o corpo robusto, tamanho pequeno a médio, com envergadura alar entre 20 mm e 40 mm. A coloração é geralmente escura, com manchas pálidas ou transparentes, raramente são encontradas espécies muito coloridas. Apresentam voo rápido e irregular, hábito essencialmente diurno, porém algumas espécies tropicais são crepusculares[183]. Muitas espécies de Hesperiidae são consideradas boas indicadoras ambientais, podendo fornecer indícios a respeito da qualidade geral da área em estudo[181].

Vieira (2004)[184] estudou o efeito da fragmentação de florestas em Manaus (AM), sobre Hesperiidae associada à formiga-de-correição (*Eciton burchelli*). Para realizar o estudo a autora se baseou no conhecimento de complexas redes de interações que ocorrem entre formigas-de-correição, aves e borboletas. As formigas-de-correição são insetos carnívoros, e outros insetos terrestres, ao fugirem delas acabam se expondo às aves, que os predam. Estas aves seguem as colônias de formigas-de-correição como forma de obter alimento fácil. Borboletas, entre elas componentes da sub-família Pyrginae, também acompanham as formigas. No entanto, fazem isso, pois se alimentam dos sais encontrados nos excrementos das aves. Porém, as aves envolvidas nesta teia alimentar são sensíveis à fragmentação ambiental e desaparecem facilmente quando os fragmentos se tornam isolados, influenciando na ocorrência de espécies de borboletas.

No estudo, Vieira (2004)[184] identificou quais espécies de Hesperiidae seguem as formigas-de-correição e comparou a composição de espécies de Hesperiidae em

diferentes formações vegetais. Obteve 47 espécies de hesperídeos seguidoras de *E. burchelli* e encontrou diferenças estatisticamente significativas entre a composição de hesperídeos nas diferentes formações florestais. Havendo maior número de espécies de Hesperiidae em área de mata, do que em área de capoeira ou pastagens.

Em estudos com *Urbanus acawoios* verificou-se que esta espécie possui cinco instares larvais[185, 186], porém o tempo desde a eclosão do ovo até a fase de pupa é diferente, dependendo da espécie de planta consumida. Carvalho e colaboradores (1999)[185] encontraram tempo médio de 33 dias na fase larval, dois na fase de pré-pupa e 16 dias para pupa, ao alimentarem as lagartas com *Galactia striata*, leguminosa utilizada para forragens (alimento animal). Enquanto Trevisan e colaboradores (2004)[186], ao alimentarem *U. acawoios* com *Clitoria fairchildiana* (Fabaceae), espécie utilizada na arborização de muitas cidades, encontraram tempo médio de 12,5 dias na fase de larva, 1,5 na fase de pré-pupa e 9 para a fase de pupa.

Foram registradas 222 espécies de Hesperiidae para Santa Catarina[7, 187-204].

Tabela 9. Espécies de Hesperiidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro de menção geral para o estado, FLO - Florianópolis; JOI - Joinville; O/C - Ouro e Capinzal; PAI - Painel/Lages; LAG - Lages, BJS - Bom Jardim da Serra, UR - Urubici, SJOAQ - São Joaquim; FRAI - Fraiburgo; SEA - Seara; RH - localidade de rio Hercílio, sem definição de município; SCE - Santa Cecília; CORU - Corupá; BLU - Blumenau; ARC - Alto Rio do Cedro; BC - Balneário Camboriú; SB - São Bento do Sul; SFS - São Francisco do Sul; TE - Teresópolis (mun. de Águas Mornas?); MAF - Mafra; RC - Rio dos Cedros; CUR - Curitibanos; UR - Urubici; CAL - Campo Alegre; MC - Monte Castelo; MASS - Massaranduba; GAR - Garuva; TA – Taió; AM - Águas Mornas (Queçaba); BN - Benedito Novo; GA – Garuva; NB - Nova Bremen *- espécies cujas subespécies que ocorrem no estado não foram identificadas, ? - incerteza sobre a identificação da espécie.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Achlyodes busirus rioja* (Evans, 1953) | FLO |
| *Achlyodes mithridates* (Fabricius, 1793)* | JOI |
| *Achlyodes mithridates thraso* (Hübner, 1807) | FLO |
| *Aethilla echina coracina* (Butler, 1870) | FLO, SB |
| *Aguna albistria albistria* (Ploetz, 1881) | BLU |
| *Aguna asander* (Hewitson, 1867) | FLO, COR |
| *Aguna cirrus* Evans, 1952 | JOI, AM |
| *Aguna glaphyrus* (Mabille, 1888) | SC |
| *Aguna megaeles megaeles* (Mabille, 1888) | SC |
| *Alera metallica* (N. Riley, 1921) | SC |
| *Anastrus sempiternus simplicior* (Möschler, 1877) | FLO |
| *Anastrus ulpianus* (Poey, 1832) | FLO |
| *Antigonus liborius areta* (Evans, 1953) | FLO |
| *Arita arita* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Arita mubevensis* (Bell, 1932) | FLO |
| *Arita polistion* (Schaus, 1902) | SC |
| *Artines aquilina* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Arotis derasa brunnea* (O. Mielke, 1972) | SC |

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Astraptes aulus* (Plötz, 1881) | FLO |
| *Astraptes chiriquensis oenander* (Hewitson, 1876) | FLO |
| *Astraptes creteus* (Cramer,  [1780])* | SEA |
| *Astraptes elorus* (Hewitson, 1867) | SEA |
| *Astraptes enotrus* (Stoll, 1781) | SC |
| *Astraptes erycina* (Plötz, 1881) | SEA, BLU |
| *Astraptes fulgerator* (Walch, 1775)* | FLO |
| *Astraptes talus* (Cramer, 1777) | FLO |
| *Autochton zarex* (Hübner, 1818) | FLO, O/C |
| *Autochton reflexus* (Mabille & Boullet, 1912) | SC |
| *Bolla catharina* (E. Bell, 1937) | SC |
| *Callimormus rivera* (Plötz, 1882) | FLO, BLU |
| *Callimormus saturnus* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Calpodes ethlius* (Stoll, 1782) | FLO |
| *Camptopleura auxo* (Möschler, 1879) | FLO |
| *Camptopleura janthinus* (Capronnier, 1874) | JOI |
| *Cantha ivea* Evans, 1955 | TE |
| *Carrhenes canescens pallida* Röber, 1925 | SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Celaenorrhinus eligius punctiger* (Burmeister, 1878) | FLO |
| *Chalcone santarus* (E. Bell, 1940) | MASS, BLU, SB |
| *Chioides catillus* (Cramer, 1779) | FLO |
| *Chiomara asychis autander* (Mabille, 1891) | FLO |
| *Chiomara mithrax* (Möschler, 1879) | FLO |
| *Chrysoplectrum albovenae* E. Bell, 1932 | BLU |
| *Cobalopsis brema* E. Bell, 1959 | SC, NB |
| *Cobalopsis miaba* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Cobalus virbius hersilia* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Conga chydaea* (Butler, 1877) | FLO |
| *Conga imaculata* (E. Bell, 1930) | BLU |
| *Corticea bella* O. Mielke, 1969 | SCE |
| *Corticea corticea* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Corticea immocerinus* (Hayward, 1934) | SC |
| *Corticea lysias potex* (Evans, 1955) | FLO |
| *Corticea obscura* O. Mielke, 1969 | SCE |
| *Corticea oblitina* (Mabille, 1891) | SC |
| *Cycloglypha enega* (Möschler, 1877) | SC |
| *Cyclosemia lyrcaea* (Hewitson, 1878) | JOI |
| *Cymaenes distigma* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Cymaenes tripunctus theogenis* (Capronnier, 1874) | FLO |
| *Cynea melius* (Geyer, 1832) | FLO, MASS, BLU |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Dardarina angeloi machadoi* | PAI, SCE, SJOAQ, FRAI |
| *Dardaria aspilla* O. Mielke, 1966 | UR, CAL |
| *Dardarina jonesi* Evans, 1955 | SCE |
| *Dardarina rana* Evans, 1955 | LAG |
| *Decinea decinea antus* (Mabille, 1895) | SC |
| *Drephalys miersi* O. Mielke, 1968 | JOI |
| *Drephalys mourei* O. Mielke, 1968 | JOI |
| *Elbella adonis (*Bell, 1931) | SEA |
| *Elbella hegesippe* (Mabille & Boullet, 1908) | SB, CUR, LAG |
| *Elbella lamprus lamprus* (Hopffer, 1874) | SEA |
| *Elbella lamprus albociliata* (Mielke, 1995) | JOI, FLO |
| *Elbella mariae mariae* (Bell, 1931) | SB, CORU, MASS, MAF, SCE, RC, CUR, LAG |
| *Elbella mariae molinae* (Hayward, 1940) | JOI |
| *Epargyreus exadeus* (Cramer, 1779) | FLO |
| *Epargyreus socus pseudexadeus* (Westwood, 1852) | FLO |
| *Euphyes subferrugineus biezankoi* O. Mielke, 1972 | SC |
| *Evansiella cordela* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Gallio carasta* (Schaus, 1902) | FLO, BLU, BC, GA, JOI, RC, SB, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Gesta gesta* (Herrich-Schäffer, 1863) | FLO |
| *Ginungagapus schmithi* (E. Bell, 1930) | CORU |
| *Gorgythion begga* (Prittwitz, 1868) | FLO |
| *Gorgythion beggina escalophoides* (Evans, 1953) | FLO |
| *Granila paseas* (Hewitson, 1857) | SC |
| *Helias phalaenoides palpalis* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Heliopetes alana* (Reakirt, 1868) | FLO |
| *Hylephila phyleus* (Drury, 1773) | FLO |
| *Igapophilus rufus* O. Mielke, 1980 | SJOAQ, LAG |
| *Justinia papaea* (Hewitson, 1876) | FLO |
| *Lamponia elegantula* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Lerodea remea* Bell, 1941 | NB |
| *Libra anatolica* (Plötz, 1883) | CORU, SB |
| *Ludens petrovna* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Lychnuchoides ozias* (Hewitson, 1878)* | O/C |
| *Lycas argentea* (Hewitson, [1866]) | O/C |
| *Milanion leucaspis* (Mabille, 1878) | FLO |
| *Miltomiges cinnamomea* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Mimoniades versicolor versicolor* (Latreille, [1824]) | SC |
| *Mnasilus allubita* (Butler, 1877) | FLO |
| *Mnasitheus submetallescens* (Hayward, 1940) | SEA |
| *Mnestheus zareus* Bell, 1941 | JOI |
| *Moeris striga* (Geyer, 1832) | FLO, ARC, BC, JOI, SB, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SFS |
| *Moeris seth* Mielke, Casagrande & Carneiro | SCE, SEA |
| *Morys geisa* (Möschler, 1879) | FLO |
| *Mucia gulala* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Mylon ander ander* Evans, 1953 | SB |
| *Mylon maimon* (Fabricius, 1775) | FLO |
| *Myscelus amystis epigona* (Hewitson, 1867) | SEA, JOI, SC |
| *Myscelus santhilarius* (Latrielle, [1824]) | CORU, JOI |
| *Mysoria barcastus* (Sepp, [1851])* | SEA |
| *Narcosius dosula* (Evans, 1952) | FLO |
| *Narcosius parisi* (R. C. Williams, 1927) | FLO |
| *Nascus phocus* (Cramer, 1977) | SEA |
| *Nastra lurida* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Neoxeniades bajula bajula* (Schaus, 1902) | JOI |
| *Neoxeniades braesia andricus* (Mabille, 1895) | SC, JOI, SB |
| *Neoxeniades scipio* (Fabricius, 1793) | FLO |
| *Niconiades caeso* (Mabille, 1891) | SC |
| *Niconiades xanthaphes* (Hübner, 1821) | FLO |
| *Nisoniades castolus* (Hewitson, 1878) | JOI |
| *Nisoniades bipuncta* (Schaus, 1902) | FLO, SC |
| *Nyctelius nyctelius* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Oechydrus chersis rufus* Evans, 1953 | SB |
| *Olafia roscius flavomaculata* (E. Bell, 1937) | SC |
| *Onophas columbaria distigma* E. Bell, 1930 | SC |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Onophas watsoni* E. Bell, 1930 | SC |
| *Orses itea* (Swainson, 1821) | FLO |
| *Orthos orthos hyalinus* (E. Bell, 1930) | CORU |
| *Ouleus accendens accendens* (Mabille, 1895) | SC |
| *Oxynetra roscius* Hoppfer, 1874 | MASS, BLU |
| *Panoquina ocola* (W. H. Edwards, 1863) | FLO |
| *Panoquina panoquinoides eugeon* (Godman & Salvin, 1896) | FLO |
| *Papias phainis* (Godman, 1900) | FLO |
| *Papias monus* Bell, 1942 | BLU, MASS |
| *Paraelbella polyzona* (Latreille, [1824]) | JOI |
| *Parphorus fartuga* (Schaus, 1902) | SC |
| *Parphorus pseudecorus* (Hayward, 1934) | FLO |
| *Pellicia costimacula litoralis* Biezanko & O. Mielke, 1973 | JOI |
| *Pellicia nébula* Bell, 1937 | NB |
| *Pellicia vecina vecina* Schaus, 1902 | JOI |
| *Penicula cristatus* (E. Bell, 1930) | CORU |
| *Penicula roppai* O. Mielke, 1980 | SB, JOI |
| *Penicula subviridis* (Plötz, 1886) | SC |
| *Perichares deceptus luscinia* (Plötz, 1882) | BLU |
| *Phanus australis* L. Miller, 1965 | SB |
| *Phemiades pohli* (E. Bell, 1932) | CORU |
| *Phlebodes pares* Bell, 1959 | NB |
| *Phlebodes sameda* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO, CORU |
| *Phocides charon* (C. Felder & R. Felder, 1859) | SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Phocides pialia pialia* (Hewitson, 1857) | SEA, MASS, BLU |
| *Phocides pigmalion* (Cramer, 1779)* | SEA |
| *Phocides polybius* (Fabricius, 1793)* | SEA |
| *Phocides polybius phanias* (Burmeister, 1880) | FLO |
| *Polites vibex catilina* (Plötz, 1886) | BLU |
| *Polyctor polyctor* (Prittwitz, 1868)* | FLO |
| *Polygonus savigny* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Polythrix caunus* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Pompeius pompeius* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Pseudocroniades machaon machaon* (Westwood, [1852]) | SB, JOI, CUR, CORU, MASS, MC |
| *Psoralis alis* Bell, 1959 | MASS, BLU |
| *Pyrgus orcus* (Stoll, 1780) | FLO, O/C |
| *Pythonides herennius lusorius* Mabille, 1891 | GAR |
| *Pythonides lancea* (Hewitson, 1868) | FLO, JOI |
| *Pyrrhopyge chrybdis semita* Evans, 1951 | CORU |
| *Quadrus cerialis* (Stoll, 1782) | FLO |
| *Quasimellana nicomedes* (Mabille, 1883) | BLU |
| *Quinta cannae* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Quinta locutia* (Hewitson, 1876) | FLO |
| *Repens repens* Evans, 1955 | SC |
| *Rhinthon sarus* Bell, 1947 | MASS, BLU |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Saliana saladin catha* (Evans, 1955) | FLO, O/C, JOI |
| *Saliana triangularis* (Kaye, 1914) | FLO |
| *Sarbia curitiba* O. Mielke & Casagrande, 2002 | CUR, LAG, BJS, SCE, SB, SJOAQ, UR |
| *Sarbia soza* Evans, 1951 | SCE |
| *Sarbia pertyi* (Plötz, 1879) | SC |
| *Sarbia xanthippe spixii* (Plötz, 1879) | BLU |
| *Saturnus reticulata conspicuus* (Belt, 1941) | BLU |
| *Spioniades artemides* (Stoll, 1782) | JOI |
| *Sodalia coler* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Sostrata bifasciata* (Ménétrés, 1829) | FLO |
| *Sostrata cronion* (C. Felder & R. Felder, 1867) | FLO, SB, JOI |
| *Staphylus coecatus* (Mabille, 1891) | SB |
| *Staphylus incisus* (Mabille, 1878) | FLO |
| *Staphylus musculus* (Burmeister, 1875) | SB, BN |
| *Synapte silius* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Talides alternata* E. Bell, 1941 | SC |
| *Telemiades epicalus* Hübner, [1819] | SB |
| *Telemiades meris brazus* E. Bell, 1949 | SC |
| *Thargella caura occulta* (Schaus, 1902) | FLO |
| *Theagenes dichrous* (Mabille, 1878) | SB |
| *Thespieus castor* Hayward, 1948 | SB |
| *Thespieus himella* (Hewitson, 1868) | SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Thespieus homochromus* O. Mielke, 1978 | SB |
| *Thespieus lutetia* (Hewitson, 1865) | CORU |
| *Thespieus tapayuna* Zikán, 1938 | UR |
| *Thracides cleanthes* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Tigasis fusca* (Hayward, 1940) | FLO |
| *TIgasis marima massarus* (E. Bell, 1940) | BLU, MASS |
| *Tirynthia conflua* (Herrich-Schäffer, 1869) | FLO |
| *Trina geometrina* (C. Felder & R. Felder, 1867) | FLO, O/C |
| *Udranomia orcinus* (C. Felder & R. Felder, 1867) | FLO |
| *Urbanus albimargo rica* (Evans, 1952) | FLO |
| *Urbanus dorantes* (Stoll, 1790) | FLO, O/C |
| *Urbanus esta* (Evans, 1952) | FLO |
| *Urbanus procne* (Plötz, 1880) | FLO, RH, TA |
| *Urbanus proteus* (Linnaeus, 1758) | FLO |
| *Urbanus simplicius* (Stoll, 1790) | FLO |
| *Urbanus teleus* (Hübner, 1821) | FLO, O/C, TA |
| *Urbanus virescens* (Mabille, 1877) | FLO, O/C |
| *Vehilius inca* (Scudder, 1872) | FLO |
| *Vehilius madius* E. Bell, 1941 | BLU, MASS |
| *Vehilius seriatus danius* E. Bell, 1941 | BLU, MASS |
| *Vehilius stictomenes* (Butler, 1877) | FLO |
| *Vertica pudor* Evans, 1955 | JOI |
| *Vertica verticalis* (Plötz, 1882) | FLO |
| *Vettius artona* (Hewitson, 1868) | FLO |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Vettius diana diana* (Plötz, 1886)? | JOI |
| *Vettius lafrenaye* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Vettius lucretius* (Latreille, 1824) | FLO |
| *Vettius marcus* (Fabricius, 1787) | FLO |
| *Vettius phyllus prona* (Evans, 1955) | FLO |
| *Vidius catarinae* O. Mielke, 1989 | SJOAQ, UR |
| *Vinius letis* (Plötz, 1883) | FLO |
| *Virga riparia* O. Mielke, 1969 | SCE, SJOAQ, LAG |
| *Wallengrenia premnas* (Wallengren, 1860) | FLO |
| *Xeniades chalestra corna* Evans, 1955 | SB |
| *Xeniades ethoda* (Hewitson, 1866) | SB |
| *Zera hyacinthinus servius* (Plötz, 1884) | SEA, SB |
| *Zera tetrastigma erisichthon* (Plötz, 1884) | FLO |

Figura 61. *Achlyodes mithridates* (Hesperiidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 62. *Anthoptus epictetus.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 63. *Astraptes fulgerator* (Hesperiidae). Foto: E. Orlandin (2015).
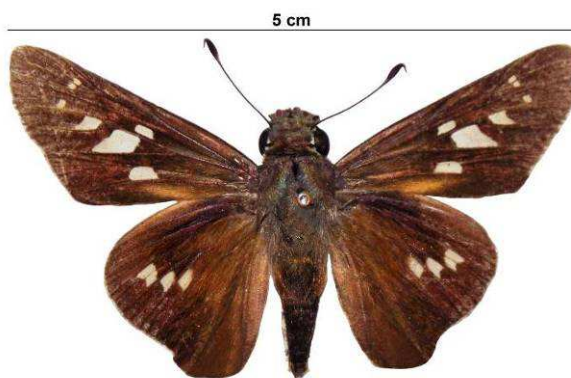
Figura 64. *Calpodes ethlius* (Hesperiidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 65. *Pyrgus* sp. (Hesperiidae). Foto: E.B. Santos (2016).
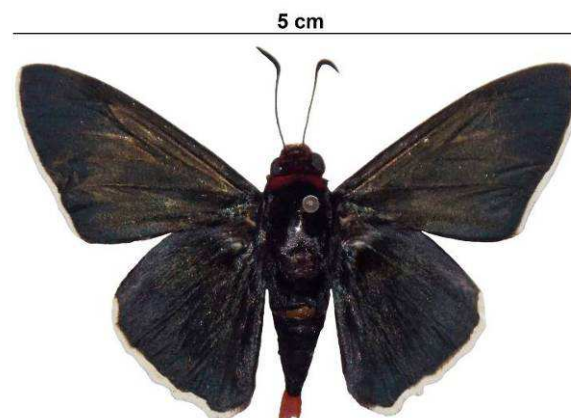
Figura 66. *Pyrrhopyge charybdis* (Hesperiidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 67. *Urbanus* sp. (Hesperiidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 68. *Urbanus* cf. *teleus.* Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 69. *Urbanus virescens.* Foto: E. B. Santos (2016).

# Família LASIOCAMPIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família é composta por 1500 espécies de mariposas de tamanho médio ou grande, com corpo robusto e densamente piloso, de coloração críptica e tons escuros. As asas são densamente revestidas com escamas, a espirotromba (probóscide) e palpos maxilares são vestigiais, com palpos labiais em geral alongados. Podem ter de 19 a 172 mm de envergadura[8, 89, 205].

As fêmeas geralmente são mais robustas e mais densamente pilosas. Os ovos são ovais e levemente achatados, colocados em agrupamentos sobre galhos, eventualmente ficam cobertos de pelos destacados da fêmea. Em algumas espécies em que sua biologia foi estudada (e.g. *Tolype ventriosa*) as fêmeas podem colocar de 44 a 143 ovos, com um período médio de incubação de 65,2 dias[8, 89, 206].

As larvas (lagartas) são densamente pilosas, geralmente, com cerdas urticantes, muitas tem hábito gregário e vivem sob um mesmo abrigo ou teia de seda[8, 89]. As larvas de algumas espécies sociais sincronizam suas atividades de alimentação durante o dia e a noite, mas reduzem essa sincronia durante fases de muda e últimos instares de desenvolvimento. Algumas espécies com larvas mesmo sendo aposemáticas e com cerdas urticantes só realizam atividades durante a noite. Enquanto outras com coloração críptica são ativas durante o dia e a noite[207].

No caso da espécie *Tolype ventriosa* o período de desenvolvimento embrionário (incubação) foi de 65 dias, o período larval dura aproximadamente 163 dias e a duração do período de pupa 58 dias, enquanto a fase adulta dura em média sete dias, criada em laboratório[206]. Em *Tolype innocens* o período de desenvolvimento embrionário (incubação) foi de 15 dias, para esta espécie o período larval é de em média 33 dias, a fase de pupa 21 dias, e a longevidade de adultos é entre 19 e 20 dias[208].

As larvas se alimentam de folhas dos seguintes vegetais Betulaceae, Compositae, Fagaceae, Gramineae, Lauraceae, Leguminosae, Myrtaceae, Rosaceae, Salicaceae, entre outros, com algumas espécies sendo desfolhadoras, assim consideradas de interesse econômico[205].

No estado de Santa Catarina foi encontrado o registro de sete espécies de Lasiocampidae.

Tabela 10. Espécies de Lasiocampidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; BLU - Blumenau; JOI - Joinville. * - não há certeza se esta espécie é válida.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Artace athoria* Schaus, 1936 | SC |
| *Euglyphis agdara* Schaus, 1936 | BLU |
| *Euglyphis cantella* Schaus, 1936 | SC |
| *Euglyphis nennia* Schaus, 1936 | SC |
| *Macromphalia catharina* Dognin, 1912 | SC |
| *Ocha gorgas* Schaus, 1915* | JOI |
| *Tolype melascens* Schaus, 1936 | SC |

Figura 70. *Tolype* cf. *poggia.* Foto: E. Orlandin (2016).

# Família LIMACODIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família é composta por aproximadamente 1104 espécies descritas, consideradas mariposas médias e pequenas, robustas, com algumas tendo as asas pouco desenvolvidas em relação ao corpo, os adultos em geral voam à noite[11, 209].

As larvas se alimentam de folhas de diversas espécies de plantas, geralmente são coloridas, com muitas espécies possuindo cor verde e vermelha. O corpo das larvas não possui uma segmentação distinta e é coberto por projeções espinhosas venenosas. As larvas se deslocam como lesmas, agarradas firmemente nas folhas em que se alimentam, sendo que algumas espécies são consideradas pragas desfolhadoras[11, 209]. Estas podem ser predadas por insetos da ordem Hemiptera (*Alcaeorrhychus* sp.)[210].

Ressalta-se também que devido a estas projeções espinhosas venenosas que recobrem o corpo das larvas, estas são considerada de importância médica, pois podem gerar acidentes graves com humanos[211].

Harrison (1963)[212] estudou a biologia de *Sibine apicalis* na Costa Rica, os adultos podem viver até seis dias sem se alimentar. As fêmeas podem colocar um total de 324 ovos, geralmente os colocam em grupos de sete a 15 ovos. As larvas eclodem após sete dias, e permanecem no local de nascimento durante 36 a 48 horas, enquanto se alimentam das cascas dos ovos. Este autor verificou que quando mais de uma larva era colocada para empupar em um mesmo recipiente, havia uma tendência de elas formarem as pupas em contato umas com as outras, e esta fase durou entre 31 a 36 dias.

As fêmeas realizam a oviposição durante a noite, depositam os ovos na superfície inferior das folhas de plantas hospedeiras. As larvas são gregárias e permanecem agrupadas até seus últimos ínstares de desenvolvimento larval se não forem perturbadas. Deixando de ficar agrupadas nos últimos instares larvais[212].

Martínez e colaboradores (2014)[213] estuduram a biologia de *Acharia fusca* na Colômbia em diferentes temperaturas, a 25$^{o}$C, verificaram que o tempo de desenvolvimento embrionário (incubação dos ovos) foi em média seis dias, a fase larval em média 57 dias, a de pupa 31 dias e a longevidade dos adultos 17 dias. Com os tempos de desenvolvimento e longevidade sendo mais curtos a medida que aumentava a temperatura do ambiente.

Em Santa Catarina foi encontrado o registro de *Sibine norans* Dyar, 1927, sem mencionar localidade especifica[214]. Também

foram registrados os gêneros *Parasa, Miresa* e *Phoebetron* no município de Joaçaba.

Figura 71. Larva de *Phoebetron* sp. (Limacodidae). Foto: E. Orlandin (2015).
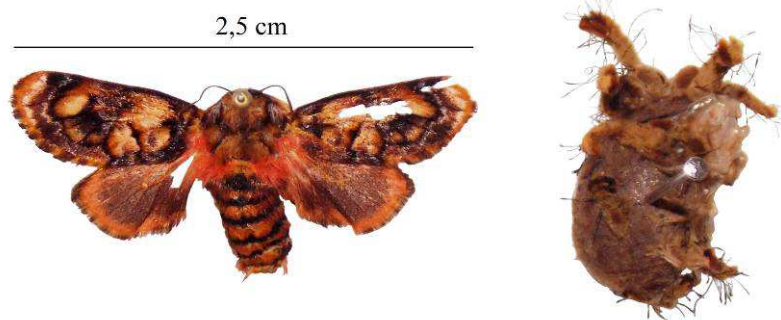
Figura 72. *Phoebetron* sp. (Limacocidae), à esquerda, adulto, à direita, pupa. Foto: E. Orlandin (2015).
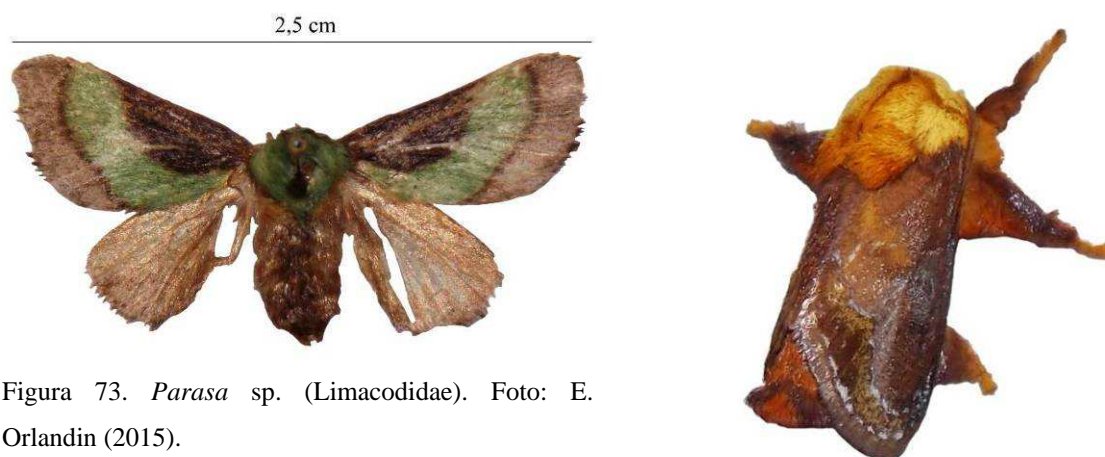
Figura 73. *Parasa* sp. (Limacodidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 74. *Miresa* sp. (Limacodidae). Foto: E. Orlandin (2015).

# Família LYCAENIDAE

*Elton Orlandin*

Tratando-se de borboletas diurnas esta família possui a segunda maior riqueza de espécies depois de Nymphalidae[8], com aproximadamente 6.500 espécies descritas no mundo[215]. Têm distribuição mundial, porém é mais diversificada na região Neotropical, região biogeográfica que se extende do centro do México até o extremo sul da América do Sul, possuindo 40% do total das espécies descritas[216]. No entanto, há estimativas de que existam centenas de espécies ainda por ser identificadas[215]. Evidências morfológicas e moleculares corroboram com a hipótese de que Riodinidae seja subfamília de Lycaenidae[217], porém aqui serão tratadas separadamente.

Os adultos são de pequeno a médio porte, com 6 mm a 92 mm de envergadura, a maioria com média de 20 mm a 39 mm, com o corpo normalmente delgado. As asas geralmente são arredondadas, porém muitas possuem o ápice das asas posteriores mais agudos. Outras ainda possuem prolongamentos caudais normalmente muito estreitos. A coloração das asas pode ser azul, verde ou ainda de outras cores reluzentes, que brilham quando iluminadas pelo sol. Essas manchas coloridas e brilhantes aparecem em sua maioria na parte ventral das asas[216]. Geralmente essas características aparecem nos machos, enquanto as fêmeas possuem normalmente aspecto amarronzado ou asas com bordas escuras maiores. Dado o grande dimorfismo, muitas espécies são difíceis de ter associados corretamente seus sexos[218].

Quando adultos os licenídeos geralmente se alimentam do néctar de flores, porém alguns ingerem *honeydew*, substância açucarada excretada por pulgões (Hemiptera: Aphidae). Outros ainda alimentam-se das secreções do nectário dorsal que larvas de algumas espécies de Lycaenidae possuem. Havendo ainda aquelas que passam a fase adulta sem se alimentar[218].

Já na fase larval, a alimentação difere dos recursos utilizados por outras famílias de lepidópteros. Muitas são fitófagas, com predileção por grupos vegetais como Fabaceae, Fagaceae e Loranthaceae[8]. Porém há muitas espécies carnívoras, ou que se alimentam de fungos, algas, líquens e material em decomposição, hábitos pouco comuns entre as borboletas. Há também larvas mirmecófilas, que vivem em contato íntimo com formigas, alimentando-se de suas larvas ou ganhando sua proteção. Para isso, elas possuem estruturas especiais, tais como órgãos estridulatórios e nectários dorsais, glândulas secretoras de substâncias ricas em aminoácidos e açúcares, que

servem para apaziguar e interagir com as formigas [216]. Kaminski (2010)[219] estudou a associação de *Parrhasius polibetes* (Lepidoptera: Lycaenidae) com formigas. O ciclo de desenvolvimento desta espécie, de ovo a adulto, é de aproximadamente 36 dias, e o estágio larval compreende quatro instares. Os ovos são depositados nos tecidos reprodutivos (botões florais) das plantas hospedeiras. As lagartas se alimentam de grande diversidade de espécies. Estas plantas, em sua maioria possuem algum tipo de fonte de alimento líquido, responsável por atrair formigas: nectários extraflorais (glândulas produtoras de néctar externas a flor) ou hemípteros produtores de exsudatos, líquido açucarado produzido por algumas cigarrinhas para atração de formigas.

Segundo Kaminski (2010)[219] as lagartas de *P. polibetes* também se utilizam das formigas como forma de proteção contra aranhas e vespas parasitoides. Para atraí-las e garantir proteção, elas liberam um líquido rico em açúcares, através de seus nectários. Ele verificou que as lagartas de *P. polibetes* foram atendidas facultativamente por mais de quinze espécies de formigas. Além disso, ele descobriu que em condições de laboratório, diferentes espécies de formigas atendem *P. polibetes,* de forma menos ou mais intensa. E que a maior intensidade de atendimento fazia com que as lagartas demorassem mais tempo para empupar. Demonstrou assim, que há gasto energético, por parte das lagartas, para conseguir proteção.

Já *Liphyra brassolis*, um licenídeo asiático, passou da interação com as formigas para a predação destas. Para isso as lagartas liberam compostos químicos muito parecidos com os compostos liberados entre as formigas para comunicação. Também possuem uma cutícula (camada externa que reveste o corpo) muito grossa, que as protegem quando a camuflagem química não funciona. Usando-se dessas adaptações, elas invadem os ninhos de algumas espécies de formigas e se alimentam das larvas e pupas destas[220].

Os licenídeos são, em geral, muito suscetíveis às mudanças nos seus microambientes, respondendo rapidamente às variações dos fatores bióticos e abióticos que limitam suas populações[218]. Neste sentido, o conhecimento das espécies é considerado importante na avaliação de impactos ambientais.

Duarte e colaboradores (2009)[221] divulgaram lista das espécies de licenídeos encontrados e catalogados durante 250 anos de estudos no Rio de Janeiro. Neste estado, segundo eles, há registro para 207 espécies, 67% dos licenídeos de Mata Atlântica, quando comparado com estudos de Brown e Freitas (2000)[222], que identificaram para essa formação vegetal 311 espécies. Para Santa Catarina foram registradas 42 espécies de Lycaenidae[7, 202, 204, 223-226].

Tabela 11. Espécies de Lycaenidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; FLO - Florianópolis; JBA - Joaçaba. JOI - Joinville.  PG - Praia Grande. SEA - Seara. T/B - Timbó/Blumanau; MASS - Massaranduba; BLU - Blumenau; SB - São Bento do Sul. BRU - Brusque.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Arawacus meliboeus* (Fabricius, 1793) | JBA |
| *Arcas ducalis* (Westwood, 1852) | JOI |
| *Arcas imperialis* (Cramer, 1775) | FLO |
| *Arcas tuneta arcadia* Bálint, 2002 | SC |
| *Atlides rustan* (Stoll, 1790) | JOI |
| *Badecia badaca* (Hewitson, 1868) | SC |
| *Calmia celmus* (Cramer, 1775) | FLO |
| *Camissecla* sp. | SC |
| *Chlorostrymon simaethis** (Drury, 1773) | FLO |
| *Contrafacia catharina* (Draudt, 1920) | T/B |
| *Cyanophrys herodotus* (Fabricius, 1793) | FLO |
| *Eumaeini* sp. | FLO |
| *Erora tella* (Schaus, 1902) | T/B |
| *Evenus satyroides* (Hewitson, 1865) | SC |
| *Evenus latreillii* (Hewitson, 1865) | SEA |
| *Femniterga cissusa* (Hewitson, [1877]) | BRU |
| *Hemiargus annu* (Stoll, 1790) | FLO |
| *Hypostrymon asa* (Hewitson, 1873) | FLO |
| *Ignata elana* (Hewitson, 1874) | JOI |
| *Lamprospilus badaca* (Hewitson, 1868) | FLO |
| *Laothus phydela* (Hewitson, 1867) | JBA |
| *Leptotes cassius** (Cramer, 1775) | FLO |
| *Ministrymon cruenta* (Gosse, 1880) | FLO |
| *Mithras vossoroca* (Bálint & Moser, 2001) | JOI |
| *Mithras catrea* (Hewitson, 1874) | PG |
| *Nicolaea cupa* (H. Druce, 1907) | MASS, BLU |
| *Oenomaus morroensis* Faynel & Moser, 2008 | SC |
| *Oenomaus moseri* Robbins & Faynel, 2012 | SC |
| *Panthiades phalero* (Linnaeus, 1767) | FLO |
| *Parrhasius orgia* (Hewitson, 1867) | JOI |
| *Parrhasius selika* (Hewitson, 1874) | SB |
| *Strymon ziba* (Hewitson, 1868) | FLO |
| *Strymon serapio* (Godman & Salvin, 1887) | SC |
| *Symbiopsis strenua* (Hewitson, 1877) | FLO |
| *Tmolus* sp. | SC |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Tmolus echion** (Linnaeus, 1767) | FLO |
| *Thepytus epytus* (Godman & Salvin, 1887) | SC |
| *Thepytus thyrea* (Hewitson, 1867) | JOI |
| *Thepytus echelta* (Hewitson, 1867) | JOI |
| *Theritas chaluma* Schaus, 1902 | SC |
| *Theritas drucei* (Lathy, 1926) | SC |
| *Ziegleria hesperitis* (Butler & H. Druce, 1872) | FLO |

Figura 75. *Arawacus meliboeus* (Lycaenidae), à esquerda, vista dorsal, á direita, vista ventral/lateral. Foto: E. Orlandin (2015).
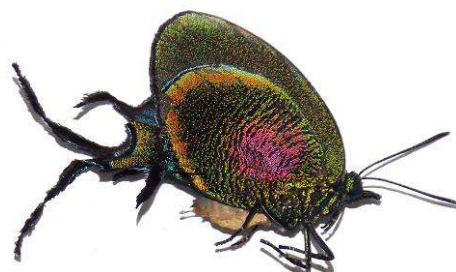
Figura 76. *Arcas ducalis.* Foto: E. Orlandin (2016).
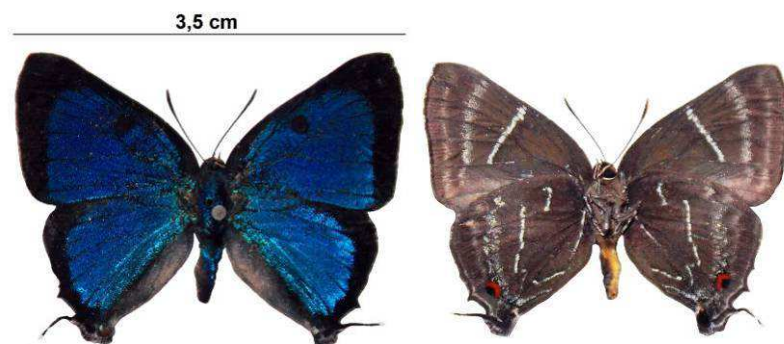
Figura 77. *Parrhasius selika* (Lycaenidae), à esquerda, vista dorsal, à direita, vista ventral. Foto: E. Orlandin (2015).

# Família MEGALOPYGIDAE

*Elton Orlandin*

Família exclusiva do continente americano, Megalopygidae possui 263 espécies descritas[227], sendo que destas, 100 ocorrem no Brasil[8]. Os adultos são mariposas de corpo robusto, densamente piloso, com envergadura alar entre 20 mm e 110 mm, sendo que a maioria varia entre 50 mm a 80 mm. Os machos são menores que as fêmeas, e apresentam antenas bipectinadas (antena com um eixo central com filamentos em ambos os lados, como em uma pena)[11]. As asas podem apresentar-se totalmente brancas, róseas, vermelhas e, podendo ainda, apresentar tons de laranja e amarelo, marrom ou cinza com manchas pretas ou pardas[228].

As larvas utilizam toda a parte ventral do corpo para a locomoção, movimentando-se como lesmas[227]. Alimentam-se de grande variedade de plantas. No estudo de Lepesqueur (2012)[228], em área de Cerrado, foram encontradas lagartas associadas a 44 espécies de 24 famílias de plantas. Possuem característica pouco comum entre as larvas de Lepidoptera, que é a troca de planta hospedeira durante o desenvolvimento larval[8].

Possuem longas cerdas sedosas e não urticantes. Sendo que no meio destas existem cerdas menores e robustas, que inoculam veneno. Os acidentes com essas lagartas constituem-se no principal motivo de estudo desta família[8, 227].

Em estudo de caso, envolvendo paciente que sofreu acidente com lagarta de *Podalia* sp., houve o relato de intensa queimação, com dor irradiando do local de contato para outras partes do corpo e aumento da pressão arterial[229]. Já um paciente que teve contato com *Megalopyge lanata*, apresentou edema e intensa dor local, sonolência, elevação nos batimentos cardíacos e náuseas[230].

Lepesqueur (2012)[228] que buscou informações a respeito da distribuição desta família para o Brasil, através de consultas aos exemplares depositados em coleções entomológicas brasileiras, encontrou registro de 28 espécies de megalopigídeos para Santa Catarina.

Tabela 12. Espécies de Megalopygidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; AG - Anita Garibaldi, BLU - Blumenau, BJS - Bom Jardim da Serra, BRU - Brusque, CORU - Corupá, JOI - Joinville, MASS - Massaranduba, MC - Monte Castelo, SEA - Seara, SJOAQ - São Joaquim, TA - Taio, VN - Vila Nova.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Aithorape analis* Hopp, 1930 | VN |
| *Endobrachys revocans* Felder, 1874 | BRU |
| *Megalopyge albicollis* (Walker, 1855) | AG, CORU, JOI |
| *Megalopyge lanata* (Cramer,1780) | JOI |
| *Megalopyge radiata* Schaus, 1892 | JOI, MC |
| *Megalopyge undulata* (Herrich-Schäfer, [1855]) | JOI, SJOAQ |
| *Megalopyge urens* Berg, 1882 | JOI |
| *Megalopyge uruguayensis* Berg, 1882 | BJS, SJOAQ |
| *Mesoscia lorna* Schaus, 1905 | JOI, TA |
| *Mesoscia itatiayae* Hopp, 1927 | SJOAQ |
| *Mesoscia pascora* Schaus, 1900 | JOI |
| *Microcladia pusilla* Hopp, 1927 | AG, JOI |
| *Norape beggoides* (Dyar, 1910) | SJOAQ |
| *Norape cingulata* Jones, 1921 | SJOAQ |
| *Norape isabella* Hopp, 1935 | JOI, SEA |
| *Norape* sp. | MC |
| *Podalia albescens* (Schaus, 1900) | CORU, JOI, SEA |
| *Podalia dimidiata* (Herrich-Schäfer, [1856]) | SEA |
| *Podalia fuscescens* Walker, 1856 | JOI |
| *Podalia mallas* Druce, 1899 | JOI, SEA |
| *Podalia intermaculata* (Dognin, 1916) | CORU, SEA |
| *Podalia orsilocha* (Cramer, 1775) | JOI |
| *Podalia thanathos* Schaus, 1905 | BLU |
| *Podalia walkeri walkeri* (Berg, 1882) | JOI, MASS |
| *Thoscora acca* (Schaus, 1892) | JOI, MASS |
| *Trosia dimas* (Cramer, 1775) | JOI |
| *Trosia fallax* (Felder, 1874) | SEA |
| *Trosia fumosa* Hopp, 1934 | SEA |
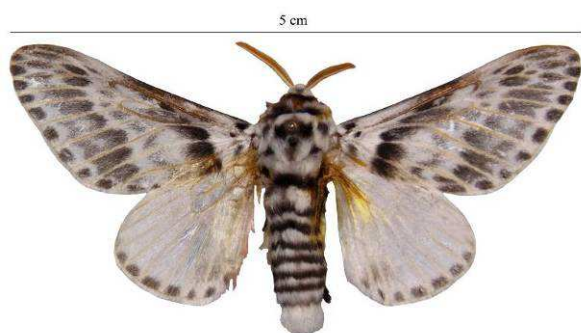
Figura 78. *Podalia orsilocha* (Megalopygidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 79. Larva de *Podalia* sp. (Megalopygidae). Foto: André H. Schneeberger (2015).

Figura 80. Casulo de Megalopygidae. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 81. *Trosia* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

# Família MIMALLONIDAE

*Emili Bortolon dos Santos*

No mundo já foram registradas cerca de 200 espécies desta família, todas do novo mundo e encontradas principalmente na região Neotropical. Em Santa Catarina já foram registradas cinco espécies de Mimallonidae. Exemplares dessa família pertencem à superfamília Mimallonoidea, que faz parte de um grupo monofilético e basal juntamente com Lasiocampoidea e Bombycoidea[7, 8, 231].

São mariposas de porte médio, com cores pouco vistosas, possuindo tons escuros. Os adultos medem de 22 a 60 mm e são noturnos. Os ovos podem possuir estrias transversais e longitudinais e as larvas não apresentam cerdas secundárias, possuindo duas cerdas na lateral do primeiro segmento torácico. São encontradas em locais onde as mesmas criam, como folhas dobradas, e passam grande parte de seu estágio larval nesses abrigos, saindo apenas para se alimentarem. As larvas se alimentam de folhas, sendo que as plantas hospedeiras pertencem a um grande número de famílias, como Anacardiaceae, Combretaceae, Fagaceae, Melastomaceae, Myrtaceae e Rubiaceae, podendo causar danos econômicos. A pupa mantem-se em casulos espessos de seda ou também de seda com folhas e fezes aglutinadas[8, 89, 232].

Algumas espécies são economicamente importantes, como é o caso de *Mimallio amilia.* Essa espécie pode ser praga de goiabeira e outras mirtáceas, e já foi reportada como praga secundária de *Eucalyptus* [233]. Em trabalho sobre biologia de *M. amilia* foi observado que seus ovos possuem coloração amarelo-claro brilhante e são ovais, tendo período de incubação de 8 dias. Com relação ao estágio larval, foi observado que essa espécie passou por cinco ínstares, com uma duração total de 35 dias. A fase de pré-pupa e pupa ocorreu dentro do casulo confeccionado pela lagarta de último instar, sendo que a pupa possuiu coloração preta na região dorsal e avermelhada na ventral. Machos e fêmeas adultos possuem coloração e envergadura semelhantes e o dimorfismo sexual é mais perceptível no formato das asas[234].

Tabela 13. Espécies de Mimallonidae registradas em Santa Catarina. SC - registro mencionando apenas o estado; BLU - município de Blumenau; JOI - município de Joinville; JS - Jaraguá do Sul. SB - São Bento do Sul; COR - Corupá; NB - Nova Bremen.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Adalgisa croesa* Schaus, 1928 | BLU |
| *Cicinnus alboflava* Dognin, 1917 | SC |
| *Cicinnus maera* Schaus, 1913 | JOI |
| *Eadmuna esperans* (Schaus, 1905) | JS, SC |
| *Eadmuna paloa* Schaus, 1933 | SB, COR, JS, NB |

## Família NOCTUIDAE

*Monica Piovesan*
*Elton Orlandin*

Noctuidae está inserida na superfamília Noctuoidea e apresenta espécies cosmopolitas[8]. Apesar de estudos recentes demonstrarem o parentesco das famílias que fazem parte de Noctuoidea, ainda assim as relações entre e dentro destas, são incertas[235]. Principalmente a respeito de Noctuidae, cuja monofilia (origem em comum) é questionável[236]. De acordo com Van Nieukerken e colaboradores (2011)[237] Noctuidae compreende cerca de 11.700 espécies em todo o mundo. Uma característica marcante nos insetos dessa família, é a modificação do tórax para abrigar o órgão timpânico, esse órgão consiste de uma área fina de cutícula, uma membrana timpânica, um saco de ar interior e um órgão cordotonal conectado à membrana[238]. De acordo com Costa-Lima (1945)[11], essa estrutura está relacionada à captação do som e a vibração do ar. Pesquisas a campo demonstraram que a presença do órgão timpânico permite aos noctuídeos a detecção de predadores, que localizam presas através da emissão de ultrassons, como os morcegos insetívoros. A detecção do som por esse órgão facilita a fuga do lepidóptero, conferindo-lhe um aumento na chance de sobrevivência de 50%[239].

Sobre a biologia de Noctuidae, os ovos podem ser de várias formas, esféricos, subesféricos ou cônicos, estes podem ser depositados em massa ou individualmente e diretamente na planta hospedeira, que servirá de alimento para a larva[8, 240]. As larvas apresentam padrões de comportamento, morfologia e coloração variados. As pupas podem apresentar coloração castanha, opaca ou escura, sendo a maioria hipógeas, ou seja, enterradas no solo, dentro de casulos formados por partículas do próprio solo e fios de seda. Outras espécies podem apresentar pupas dentro de casulos presos a plantas hospedeiras[8]. No estágio adulto, os noctuídeos alimentam-se de substâncias açucaradas, variam de pequeno a grande porte e apresentam hábito essencialmente noturno ou crepuscular[240].

Muitas espécies de Noctuidae possuem importância econômica, devido ao hábito das larvas, que se alimentam de diversas culturas, além da elevada heterogeneidade com relação às plantas hospedeiras. Espécies do gênero *Spodoptera,* caracterizam-se pela polifagia, ou seja, podem se alimentar de diversas espécies de plantas e algumas delas possuem hábitos migratórios, possibilitando a dispersão em várias plantações[241]. Como

exemplo, *Spodoptera frugiperda* considerada a principal praga que afeta as culturas de milho no Brasil[242].

Já espécies do gênero *Mythimna*, são associadas à desfolhação parcial ou total de culturas de cana-de-açúcar, consideradas as espécies mais danosas a essa cultura[243]. Finalmente, espécies dos gêneros *Agrotis*, *Feltia* e *Peridroma* são conhecidas como "lagartas-rosca", pois os imaturos possuem o hábito de cortar a base das hastes das plântulas, além de abrigarem-se no subsolo das áreas de cultivo, construindo túneis e danificando as raízes. Em *Agrotis*, algumas espécies podem estar associadas a culturas de tabaco e algodão[242].

Para o Brasil alguns estudos foram desenvolvidos envolvendo Noctuidae, incluindo trabalhos relacionados a espécies consideradas pragas agrícolas. Recentemente a espécie *Helicoverpa armigera*, praga de diversas culturas, considerada ausente no Brasil, foi reportada para o país[244].

Além disso, estudos com imaturos de *Spodoptera albula*[245] e *Agrotis malefida*[246] foram efetuados em laboratório no Rio Grande do Sul. Para *S. albula*, Montezano e colaboradores (2012)[245] tiveram sobrevivência global (de ovo a adulto) de 80%. Com duração média das fases de ovo, larva, pupa e pré-pupa de 4,14, 16,37, 1,69, e 9,34 dias, respectivamente. Sendo que parte dos imaturos passou por sete instares larvais, enquanto grande maioria (aproximadamente 85%), passou por apenas seis instares.

Já para *A. malefida*, Specht e colaboradores (2013)[246] encontraram um ciclo de vida longo, com mais de 160 dias de duração média, na fase de imaturo (média de ovo, larva, pré-pupa, pupa e adulto de 7,93, 54,26, 61,61, 37,43 e 12,85 dias, respectivamente). Além disso, verificaram que a fecundidade média foi de 1.696,77 ovos por fêmea, e a fertilidade média de 1.641,15 lagartas por fêmea.

Para Santa Catarina, há o registro de apenas 17 espécies de Noctuidae[7].

Tabela 14. Espécies de Noctuidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, SEA - Seara, JOI - Joinville, BLU - Blumenau.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Ascalapha odorata* | O/C, SEA |
| *Boalda gyona* Schaus, 1929 | SC |
| *Chabuata araneosa* Schaus, 1929 | SC |
| *Cirphis hildrani* Schaus, 1938 | SEA |
| *Cropia sigrida* Schaus, 1933 | SC |
| *Cyclopis caecutiens* (Hübner, [1821]) | JBA |
| *Diamuna grandimacula* Schaus, 1921 | JOI |
| *Eriopyga tama* Schaus, 1933 | JOI |
| *Eudocimus procus* (Cramer, 1777) | SEA |
| *Gyrtonides fritzi* Schaus, 1934 | SC |
| *Ophisma tropicalis* Guenée, 1852 | JBA |
| *Perigea chiuna* Schaus, 1933 | BLU |
| *Perigea parnahyba* Schaus, 1933 | BLU |
| *Porosagrotis carolia* Shaus, 1929 | SC |
| *Ramphia* sp. Guenée | SC |
| *Trachea novicia* Schaus, 1933 | JOI |
| *Tripseuxoa deeringi* Schaus, 1929 | SC |

Figura 82. *Ascalapha odorata* (fêmea). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 83. *Ascalapha odorata* (macho). Foto: E.B. dos Santos (2012).

Figura 84. *Cyclopis caecutiens* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 85. *Cyclopis caecutiens* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 86. Lagarta de *Eudocima* sp.1. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 87. Adulto de *Eudocima* sp.1. Foto: E. Orlandin (2016).
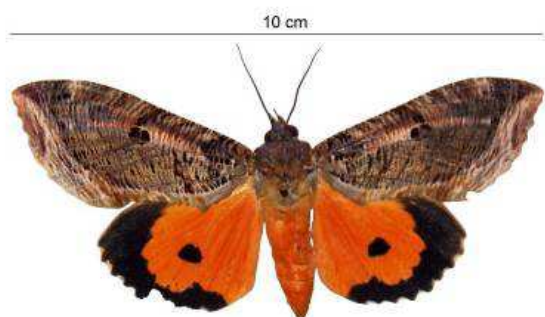
Figura 88. *Eudocima* sp. 2 (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 89. *Eudocima* sp. 2 (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2016).
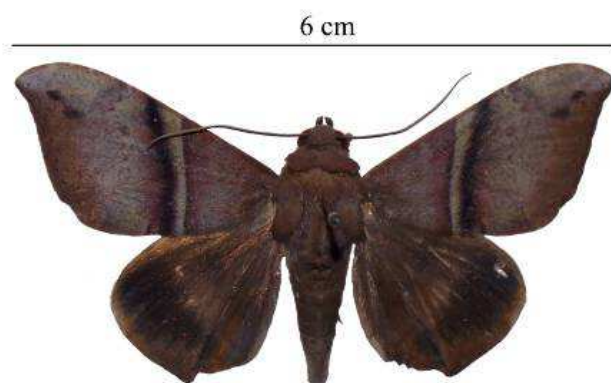
Figura 90. *Ophisma tropicalis.* Foto: E. Orlandin (2015).

# Família NOTODONTIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família é formada por mariposas noturnas e diurnas, poucas vezes com mais de 60 mm de envergadura. Notodontidae possui 2800 espécies em todo o mundo, na região Neotropical ocorrem 1766 espécies. Os ovos são chatos na parte aderente e arredondados na parte livre, de superfície lisa ou com depressões microscópicas, postos isoladamente ou em conjunto[8, 89, 247].

As larvas apresentam cores variadas, com espinhos e projeções dorsais, algumas pulverizam ácido fórmico e cetonas de uma glândula cervical, como defesa contra predadores. Não possuem pernas anais (região final do corpo), neste local existem estruturas similares a tubos, nos quais se ocultam flagelos retráteis, estes quando expostos, podem ser usados pelas larvas para fazer movimentos similares a chicotadas, assumindo em conjunto posturas defensivas [8, 89].

As larvas se alimentam de vegetais, tanto espécies arbóreas, arbustivas e herbáceas, vivem solitárias ou em grupos. Durante a fase de pupa permanecem sob o solo, ou protegidas por um casulo lanoso[8, 89, 247].

Zanuncio e colaboradores (1994)[248] estudaram a biologia da espécie *Nystalea nyseus* (Notodontidae) em folhas de *Eucalyptus* sp., verificaram que a duração do período larval foi de 25,5 dias. A fase de pré-pupa em média três dias, e de pupa foi de 14 a 15 dias em média, e longevidade dos adultos acasalados foi em média sete a 10 dias.

Na espécie *Cyanotricha necyria* as fêmeas podem realizar a cópula após cinco a 10 dias de idade, quando então suas genitálias estão plenamente formadas e os ovos maturados. Nesta espécie os machos adultos vivem aproximadamente 30 dias e as fêmeas 35 dias[249].

No estado de Santa Catarina foi encontrado o registro de 34 espécies de Notodontidae. Junto com as espécies registradas por Piovesan e colaboradores (2014)[7], foram adicionadas as espécies registradas por Schaus (1939)[250].

Tabela 15. Espécies de Notodontidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado; BLU - Blumenau; JOI - Joinville; JARS - Jaraguá do Sul; JBA - Joaçaba, SEA - município de Seara; COR - Corupá. **- não há certeza se esta espécie é considerada válida.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Arhacia* sp. | JBA |
| *Arpema megalopia* Schaus, 1915 | JOI |
| *Chadisra alsopia* Schaus, 1939 | SC |
| *Chliara rovena* Schaus, 1933 | BLU |
| *Disphragis coremista Schaus, 1939* | COR |
| *Euharpyia ahazicha* Schaus, 1937 | SC, COR |
| *Eunotela grisellana* Schaus, 1937 | SC, COR |
| *Farigia catharina* Dognin, 1924 | SC |
| *Hapigiodes argentidiscata* Schaus, 1928 | JARS |
| *Hemiceras joinvillia* Schaus, 1928 | JOI |
| *Hemiceras proximata* Dognin, 1924 | SC |
| *Hemiceras tristana* Schaus, 1939 | SC |
| *Kaseria dicolis* Schaus, 1937 | JARS |
| *Kurtia delosia* Schaus, 1939 | SC, COR |
| *Lirimiris* sp. | JBA |
| *Lirimiris punctata* Dognin, 1924 | JOI |
| *Malocampa delosia* Schaus, 1939 | COR |
| *Malocampa occama* Schaus, 1939 | COR |
| *Meragisa rahulana* Schaus, 1937 | COR |
| *Naprepa pallescens* Schaus, 1922 | JOI |
| *Navarcostes oakleyi* Schaus, 1939 | SC |
| *Proelymiotis sutilans* Schaus, 1939** | SC, COR |
| *Proelymiotis rhetesa* Schaus, 1937** | SEA |
| *Pronerice ludecia* Schaus, 1939 | SC, COR |
| *Rifargia aliciata* Schaus, 1937 | SEA, NB |
| *Rifargia mildora* Schaus, 1929 | SC |
| *Rifargia molleri* Schaus, 1939 | COR |
| *Rifargia ogdeni* Schaus, 1939 | SC |
| *Rifargia phasma* Dognin, 1917 | JOI |
| *Rifargia tertini* Schaus, 1937 | COR |
| *Rifargia valteria* Schaus, 1939 | COR |
| *Rosema erdae* Schaus, 1933 | SC |
| *Salluca durani* Schaus, 1939 | SC |
| *Salluca schausi* Dognin, 1924 | SC, COR |

Figura 91. Larva de Notodontidae. Foto: E. Orlandin (2015).
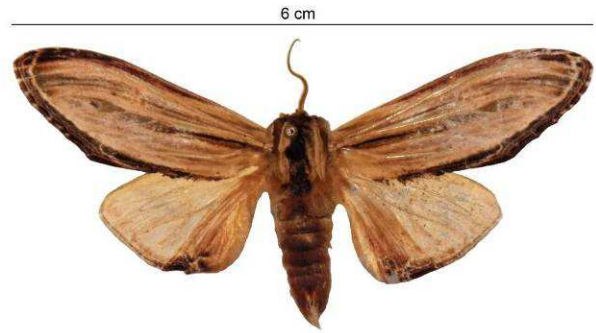
Figura 92. *Arhacia* sp. (Notodontidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 93. *Lirimiris* sp. 1 (Notodontidae). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 94. *Lirimiris* sp. 2 (Notodontidae). Foto: E. Orlandin (2015).

# Família NYMPHALIDAE

*Elton Orlandin*

A família Nymphalidae é composta por borboletas que fazem parte da superfamília Papilionoidea. Sua distribuição, excetuando-se os polos, é ampla, possuindo, porém, maior quantidade de espécies nos trópicos[8, 9, 153]. No mundo são conhecidas 7.200 espécies[8], sendo mais abundantes na região Neotropical, com aproximadamente 2.430 espécies registradas. No Brasil as borboletas Nymphalidae somam 788 espécies.

Nymphalidae subdivide-se em 12 subfamílias: Libytheinae, Danainae, Limenitidinae, Heliconiinae, Pseudergolinae, Apaturinae, Biblidinae, Cyrestinae, Nymphalinae, Callinaginae, Charaxinae e Satyrinae[8, 9]. Porém no Brasil não há registro de ocorrência para Pseudergolinae e Callinaginae[8]. Característica marcante no grupo, é a presença do primeiro par de pernas atrofiadas, característica esta que não aparece em membros de Libytheinae, considerada a subfamília mais basal dentro de Nymphalidae[8, 9].

As borboletas desta família apresentam-se sob formas, tamanhos e cores diversificadas, depositam seus ovos em grupos ou isolados. Estes ovos podem ser globosos ou cônicos[251]. As larvas possuem formas e padrões de coloração variados. Entre as plantas hospedeiras consumidas com maior frequência pelas larvas, estão representantes de Acanthaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Passifloraceae, Poaceae e Scrophulariaceae. Algumas pupas têm pontos ou todo o tegumento dourado, de onde vem o termo crisálida (latim: *chrysaliis*, do grego: χρυσός (chrysós) = ouro), ficando penduradas de "cabeça" para baixo e suspensas pelo cremáster (estrutura localizada na extremidade anal, que pode ter vários ganchos ou apenas um gancho que fica fixo em uma área de seda produzida pela lagarta sobre o subtrato)[8].

Quando adultas essas borboletas possuem hábitos alimentares característicos, que lhes conferem *status* de bioindicadoras do grau de saúde de ambientes[252]. Muitas se alimentam de néctar, como é o caso das espécies pertencentes às subfamílias Libytheinae, Danainae, Ithomiinae, Heliconiinae e Nymphalinae. Já outras espécies integrantes das famílias Satyrinae, Charaxinae, Biblidinae e a tribo Coloburini (Nymphalinae) se alimentam de frutas fermentadas, excrementos, exsudatos (secreções) de plantas e animais em decomposição[253].

Algumas espécies são impalatáveis por liberarem HCN (gás cianídrico), quando comprimidas por predadores. Esse composto é produzido por algumas plantas, das quais as borboletas se alimentam na fase larval. Ele é responsável por conferir odor e sabor amargo ao inseto[254]. Muitas espécies de borboletas com essas características acabaram convergindo evolutivamente para um mesmo padrão de coloração hoje conhecido por mimetismo Mülleriano[255].

O mimetismo Mülleriano foi inicialmente proposto pelo naturalista alemão Johannes Friedrich ("Fritz") Müller, em 1878. Fritz Müller emigrou em 1852, para o Brasil, passando a residir na cidade de Blumenau, Santa Catarina. Em suas pesquisas, ficou intrigado em descobrir porque várias borboletas não-palatáveis, da subfamília Ithomiinae, apresentavam padrões de desenhos e cores de asas muito semelhantes entre si[256, 257].

Até então conhecia-se o mimetismo batesiano, proposto por Bates, em 1857. Bates também estudando Itomiineos, na região amazônica, havia proposto que borboletas palatáveis assumem padrões de desenhos e cores de asas muito similares às borboletas não-palatáveis, como forma de proteção contra predadores[256, 257].

Conhecendo o estudo de Bates, Müller quis saber quais vantagens um mimetismo onde todas as borboletas eram não-palatáveis e, portanto, não apreciadas por predadores, poderia trazer. Müller demonstrou que existe uma vantagem real e incontestável nesse tipo de mimetismo, que é inversamente proporcional ao quadrado do número de seus indivíduos. Isso significa que a espécie mais rara teria um ganho maior e, portanto, estaria sob seleção natural mais forte[256, 257].

Brown Jr. e colaboradores (2004; 2007)[258], estudaram o cariótipo (conjunto de cromossomos) de espécies de Nymphalidae, e concluíram que espécies das sub-famílias Ithominae, Satyrinae, Heliconinae e Danainae, que fazem parte desses anéis miméticos, possuem um cariótipo extremamente variável, o que favorece a sobrevivência de todas as espécies que se imitam. Enquanto aquelas que não mimetizam apresentam um cariótipo pouco variável. Para Santa Catarina Nymphalidae é a terceira família em termos de riqueza de espécies[7]. Somando as espécies registradas por Francine e Penz (2006)[259], Corso e Henández (2012)[260], Piovesan e colaboradores (2014) [7], Favretto e colaboradores (2015)[226], Freitas e colaboradores (2011, 2012, 2013)[261-263]; Siewert e colaboradores (2013)[264] e Pelham (2014)[202] são 179 espécies.

No estado, exemplos de estudos referentes a esta família é o de Carneiro e colaboradores (2008)[204], que realizaram levantamento em dois grandes remanescentes florestais situados em

unidades de conservação, no sul da ilha de Santa Catarina, onde encontraram 74 espécies de Nymphalidae. Já Corso e Henández (2012)[260], com o auxílio de armadilhas iscadas com frutas, identificaram 20 espécies de ninfalídeos no Parque Estadual da Serra do Tabuleiro (PEST). Para a região Oeste temos o estudo realizado por Favretto (2012)[200], que coletou 13 espécies no município de Joaçaba, Favretto e Santos (2014)[201], que encontraram 33 espécies nos municípios de Capinzal e Ouro e de Favretto e colaboradores (2015)[226] que identificaram 37 espécies em fragmento de mata situado na área urbana de Joaçaba.

Sobre a biologia de algumas espécies dessa família é possível citar estudos, principalmente de Casagrande e Mielke (2000)[265] que descrevem a larva de quinto instar e a pupa de *Caligo martia*, borboletas com tamanho avantajado, com larvas de grande porte e hábitos gregários, que se alimentam de folhas de *Pleurostachys puberula* e *Carex brasiliensis* (Cyperaceae), atingindo no último instar 11 cm de comprimento, e que ao empupar, ficam nessa fase por um período médio de 30 dias, emergindo em meados de Dezembro.

Casagrande e Mielke (2007)[266] também descreveram a larva de quinto instar e a pupa de *Eryphanis revesii*. As larvas deste ninfalídeo, segundo os autores, alimentam-se de folhas de bambu, *Bambusa vulgaris* (Poaceae), e possuem adaptações de forma e coloração que as tornam quase imperceptíveis a predadores. As fêmeas desse lepidóptero ovipositam em novembro, e oito dias após as larvas eclodem, ocorrendo todas as mudas até março, quando estas empupam. Os adultos surgem após aproximadamente 13 dias.

Tabela 16. Espécies de Nymphalidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, FLO - Florianópolis, SEA - Seara, JBA - Joaçaba, JOI - Joinville, COR - Corupá, SCE - Santa Cecília, RA - Rio das Antas, PAN - Ponte Alta do Norte/Curitibanos, PAI - Painel/Lages, SJOAQ - São Joaquim, LAG - Lages, RH - localidade denominada como rio Hercílio, RDS - Rio do Sul, BLU - Blumenau, FG - Faxinal dos Guedes, SB - São Bento do Sul, TIM - Timbó, ITA - Itaiópolis, CUR - Curitibanos, UR - Urubici, T/B - Timbó/Blumenau, BJS - Bom Jardim da Serra, LAG - Lages, SCE - Santa Cecília, URP - Urupema, CUR - Curitibanos, IT - Itaiópolis, CAN - Canoinhas, IBI - Ibirama, ITJ - Itajaí, TA - Taió, PG - Presidente Getúlio, OTC – Otacílio Costa, MAF – Mafra, BRU – Brusque, TIJ – Tijucas, IR – Irani, MC – Monte Castelo, PT – Passo de Torres, CN – Campos Novos, PEST - Parque Estadual da Serra do Tabuleiro. *- espécies cujas subespécies que ocorrem no estado não foram identificadas. ** - registro obtido junto ao site SpeciesLink, Coleção Ent. Pe. Jesus S. Moure. *** - incerteza quanto a real ocorrência da espécie no estado.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Actinote alalia* (C. Felder & R. Felder, 1860)** | SC, SCE, RA, PAN, PAI, SJOAQ, LAG, SB |
| *Actinote brylla? (=A. brylle?)*** | JOI, BLU |
| *Actinote canutia* (Hopffer, 1874)** | SC |
| *Actinote carycina* Jordan, 1913 | FLO, SEA, SB, BLU, JOI, IT, LAG, IBI, OTC |
| *Actinote catarina* Penz, 1996 | SC, SCE, SJOAQ, CUR, RA, LAG, UR, MAF |
| *Actinote dalmeidai* Francini, 1996 | SC, SJOAQ, SB |
| *Actinote discrepans* R.F. D’Almeida, 1958 | BLU, IBI, UR, SCE, LAG, JOI, BRU, TIJ, MC, SJOAQ |
| *Actinote genitrix* D’Almeida, 1922* | SC, SB, LAG, IR, IBI, JOI |
| *Actinote mamita* (Burmeister, 1861)* | FLO, UR, SCE, LAG, JOI, BRU, TIJ, MC, SJOAQ |
| *Actinote melanisans* Oberthür, 1917 | JBA, FLO, JOI, IBI, SB, SEA, IT |
| *Actinote parapheles* Jordan, 1913 | SC, IBI, JOI, SB |
| *Actinote pellenea* Hübner, [1821]* | SC |
| *Actinote pyrrha* (Fabricius, 1775) | SC, IBI, JOI, SEA |
| *Actinote rhodope* D’Almeida, 1923 | SC, IBI, JOI, SEA |
| *Actinote surima* (Schaus, 1902)* | FLO, JBA, PT, SB, LAG, SCE, IT, IBI, JOI |
| *Actinote thalia* (Fabricius, 1775)* | FLO |
| *Adelpha abia* (Hewitson,1850) | O/C, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Adelpha falcipennis* Fruhstorfer, 1915 | SEA, BLU |
| *Adelpha herbita* Weymer, 1907*** | SC |
| *Adelpha hyas* (Doyère, [1840])* | SEA |
| *Adelpha iphiclus ephesa* (Ménétriés, 1857) | JOI, BLU |
| *Adelpha lycorias* (Godart, [1824])* | FLO, SC, BLU |
| *Adelpha mythra* (Godart, [1824]) | SEA |
| *Adelpha plesaure* Hübner, 1823* | FLO, BLU |
| *Adelpha radiata radiata* Fruhstorfer, 1915 | BLU |
| *Adelpha serpa* (Boidusval, 1836)* | FLO, SC, SEA |
| *Adelpha syma* (Godart, [1824]) | O/C, SEA, JBA |
| *Adelpha thessalia* (C. Felder & R. Felder, 1867)* | SEA |
| *Adelpha zea* (Hewitson, 1850) | JOA, SEA |
| *Agraulis vanillae* (Linnaeus, 1758)* | FLO, JBA |
| *Anartia amathea* (Linnaeus, 1758)* | FLO, JBA, O/C |
| *Anartia jatrophae* (Linnaeus, 1763)* | COR, FLO |
| *Archaeoprepona amphimachus pseudomeander* (Fruhstorfer, 1906) | SC, BLU |
| *Archaeoprepona chalciope* (Hübner, [1823]) | SEA |
| *Archaeoprepona demophon* (Linnaeus, 1758)* | PEST |
| *Archaeoprepona meandre* (Cramer, 1775)* | PEST |
| *Atlanteuptychia ernestina* (Weymer, 1911) | IT |
| *Blepolenis bassus* (C. & R. Felder, 1867) | SC, JBA |
| *Blepolenis batea didymaon* (C.Felder & R.Felder, 1867) | SC, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Blepolenis catharinae* (Stichel, 1902) | SC |
| *Biblis hyperia* (Cramer, [1779])* | FLO, JBA, O/C, SEA |
| *Brassolis astyra* (Godart, [1824])* | SEA, BLU |
| *Brassolis sophorae* (Linnaeus, 1758)* | SEA |
| *Caligo beltrao* (Illiger, 1801) | PEST, SB |
| *Caligo brasiliensis* (C. Felder, 1862)* | FLO, PEST |
| *Caligo* cf. *illioneus* (Cramer, 1776)* | JBA, O/C, SEA |
| *Caligo martia* (Godart, [1824]) | O/C, PEST |
| *Callithomia lenea methonella* (Weymer, 1875) | SC |
| *Capronnieria galesus* (Godart, [1824]) | FLO |
| *Catoblepia berecynthia* (Cramer, 1777)* | SEA |
| *Catonephele acontius* (Linnaeus, 1771)* | PEST |
| *Catonephele numilia* (Cramer, 1775)* | FLO, SB |
| *Chlosyne lacinia* (Geyer, 1837)* | O/C |
| *Colobura dirce* (Linnaeus, 1758)* | FLO |
| *Consul fabius druryi* (Butler, 1873) | SC |
| *Cybdelis phaesyla* (Hübner, [1831]) | SC |
| *Danaus cleophile* (Godart, 1819) | SEA |
| *Danaus erippus* (Cramer, 1775) | FLO, O/C |
| *Danaus gilippus* (Cramer, 1775)* | FLO, RH |
| *Dasyophthalma creusa* (Hübner, [1821])* | FLO, SEA, PEST, SB |
| *Dasyophthalma rusina* (Godart, [1824])* | PEST |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Diaethria candrena* Godart, 1823* | JBA |
| *Diaethria clymena* (Cramer, 1775)* | SEA |
| *Dione juno* (Cramer, 1779)* | FLO, JBA |
| *Dione moneta* (Cramer, [1779]) | JBA |
| *Dircenna dero* (Hübner, [1823])* | JBA, SC, SEA |
| *Dryas iulia* (Fabricius, 1775)* | FLO, JBA |
| *Dynamine agacles* (Dalman, 1823)* | FLO |
| *Dynamine mylitta* Cramer, 1799* | O/C |
| *Dynamine myrrhina* (Doubleday, 1849) | JBA, O/C |
| *Dynamine tithia* (Hübner, [1823])* | JBA, O/C |
| *Dynastor darius* (Fabricius, 1775)* | FLO, SEA |
| *Doxocopa kallina* (Staudinger, 1886) | SC |
| *Doxocopa laurentia* (Godart, 1824)* | JBA, O/C, SEA |
| *Doxocopa linda mileta* (Boidusval, 1870) | FLO, BLU |
| *Doxocopa zunilda zunilda* (Godart, [1824]) | SC |
| *Ectima thecla* (Fabricius, 1796)* | FLO, JBA |
| *Episcada carcinia* Schaus, 1902 | FLO, JBA, SEA |
| *Episcada hymenaea* (Prittwitz, 1865)* | FLO, SC, SEA |
| *Epiphile hubneri* Hewitson, 1861 | JBA |
| *Epiphile orea* (Hubner, [1823]) | JBA |
| *Epityches eupompe* (Geyer, 1832) | FLO, JBA, JOI, RDS, SC, SEA |
| *Eresia lansdorfi* (Godart, 1819) | FLO, JBA |
| *Eresia perna perna* Hewitson, 1852 | BLU |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Eryphanis reevesii* (Doubleday, 1849)* | SC, SEA |
| *Eteona tisiphone* (Boisduval, 1836) | JBA, SC |
| *Eueides isabella* (Stoll, 1781)* | FLO, JBA |
| *Eunica caelina caelina* (Godart, [1824]) | SEA |
| *Eunica eburnea* Fruhstorfer, 1907 | JBA |
| *Eunica margarita* (Godart, [1824]) | JOI |
| *Eunica volumna volumna* (Godart, [1824]) | JOI |
| *Euptychoides castrensis* (Schaus, 1902) | PEST |
| *Forsterinaria quantius* (Godart, [1824]) | JBA, PEST |
| *Fountainea ryphea* (Cramer, 1775)* | PEST |
| *Godartiana muscosa* (Butler, 1870) | PEST |
| *Hamadryas amphinome* (Linnaeus, 1767)* | FLO, O/C |
| *Hamadryas arete* (Doubleday, 1847) | FLO |
| *Hamadryas epinome* (C. Felder & R. Felder, 1867) | FLO, JBA, O/C |
| *Hamadryas februa* (Hübner, [1823])* | FLO, JBA, O/C |
| *Hamadryas feronia* (Linnaeus, 1758)* | FLO |
| *Hamadryas fornax* (Hübner, [1823])* | JBA, O/C |
| *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 | SC, SEA |
| *Heliconius erato* (Linnaeus, 1764)* | FLO, JBA, JOI, O/C, SEA |
| *Heliconius ethilla* Godart, 1819* | FLO, JBA, O/C |
| *Heliconius sara* (Fabricius, 1793)* | BLU, FLO |
| *Hermeuptychia hermes* (Fabricius, 1775) | FLO |
| *Historis odious* Lamas, 1995 | FLO |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Hypanartia bella* (Fabricius, 1793) | FLO, JBA |
| *Hypanartia lethe* (Fabricius, 1793)* | COR, FLO, JBA, O/C |
| *Hypoleria adasa* (Hewitson, [1855])* | JBA |
| *Hypolimnas misippus* (Linnaeus, 1764) | SEA |
| *Hypothyris euclea laphria* (E. Doubleday, 1847) | FG, CN |
| *Ithomia drymo* Hübner, 1816 | FLO |
| *Junonia evarete* (Cramer, 1779)* | FLO, JOI, SC, SEA |
| *Libytheana carinenta* (Cramer, [1777])* | RH, SC, SEA |
| *Lycorea halia discreta* Haensch, 1909 | FLO |
| *Lycorea ilione* (Cramer, 1775)* | SEA |
| *Manataria hercyna* (Hübner, [1821])* | SEA |
| *Marpesia chiron* (Fabricius, 1775)* | FG |
| *Marpesia corinna* (Latreille, [1813]) | FLO |
| *Marpesia petreus* (Cramer, 1776)* | FLO, JBA |
| *Mechanitis lysimnia* (Fabricius, 1793)* | FLO, BLU, JBA, O/C, SB, SEA |
| *Melinaea ludovica paraiya* Reakirt, 1866*** | SC |
| *Memphis hirta* (Weymer, 1907) | PEST |
| *Memphis leonida editha* (W. Comstock, 1961) | JOI |
| *Memphis moruus* (Fabricius, 1775)* | FLO, O/C, SC |
| *Methona themisto* (Hübner, 1818) | FLO, JBA, SEA |
| *Moneuptychia griseldis* (Weymer, 1911) | FLO |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Moneuptychia paeon* (Godart, [1824]) | FLO |
| *Morpho aega* (Hübner, 1822)* | SC, SEA |
| *Morpho* cf. *anaxibia* (Esper, [1801]) | JBA, SC, TIM |
| *Morpho epistrophus* Fabricius, 1796* | FLO, JBA, O/C, PEST, RDS, SC |
| *Morpho helenor* (Cramer, 1776)* | FLO, JBA, O/C, PEST, SC |
| *Morpho hercules* (Dalman, 1823) | RDS, SC |
| *Morpho portis* (Hübner, [1821])* | RDS |
| *Morpho portis thamyris* (C. Felder & R. Felder, 1867) | SC |
| *Myscelia orsis* (Drury, 1782) | FLO, O/C |
| *Narope* sp. Doubleday [1849] | SEA |
| *Narope guilhermei* Casagrande, 1989 | SC |
| *Opoptera fruhstorferi* (Röber, 1896) | SB |
| *Opoptera sulcius* (Staudinger, 1887) | FLO, PEST, SC |
| *Opsiphanes cassiae crameri* C. Felder & R. Felder, 1862 | SC |
| *Opsiphanes invirae* (Hübner, [1808])* | SC, SEA |
| *Opsiphanes quiteria* (Stoll, 1780)* | PEST, SEA |
| *Opsiphanes tamarindi* C. Felder & R. Felder, 1861* | PEST, SC |
| *Ortilia dicoma* (Hewitson, 1864) | O/C |
| *Ortilia ithra* (W. F. Kirby, 1900) | COR, FLO, JBA, O/C |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Ortilia orthia* (Hewitson, 1864) | JBA, O/C |
| *Pampasatyrus* sp. Hayward 1953 | SC |
| *Pareuptychia ocirrhoe* (Fabricius, 1776)* | PAST |
| *Pareuptychia summandosa* (Gosse, 1880) | FLO |
| *Paryphthimoides* cf. *phronius* (Godart, [1824]) | JBA |
| *Paryphthimoides grimon* (Godart, [1824]) | FLO, PEST |
| *Paulogramma pyracmon* (Godart, [1824]) (=*Callicore pygas*)* | JBA, SEA, SC |
| *Penetes pamphanis* Doubleday, [1849] | SEA |
| *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) | FLO, SB |
| *Placidina euryanassa* (C. Felder & R. Felder, 1860) | FLO, JBA, JOI, O/C, RDS, SEA |
| *Prenda clarissa* Freitas & Mielke, 2011 | BJS, SCE, SJOAQ, CUR, URP; LAG |
| *Prepona claudina* (Godart, [1824]) | JOI, T/B |
| *Prepona pylene pylene* Hewitson, [1854] | BLU |
| *Pseudoscada erruca* (Hewitson, 1855) | FLO, JBA, SC, SEA |
| *Pteronymia sylvo* (Geyer, 1832) | FLO, SEA |
| *Siproeta stelenes* (Linnaeus, 1758)* | FLO, O/C |
| *Siproeta epaphus trayja* Hubner, [1823] | O/C, FG |
| *Smyrna blomfildia* (Fabricius, 1781)* | FLO |
| *Splendeuptychia hygina* (Butler, 1877) | FLO |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Taygetis acuta* Weymer, 1910 | PEST |
| *Taygetis rectifascia* Weymer, 1907 | TA, SB, PG |
| *Taygetis ypthima* Hübner, [1821] | CAN, IBI, ITA, ITJ, JOI, SB, TA |
| *Tegosa claudina* (Eschscholtz, 1821) | FLO, JBA, O/C |
| *Tegosa orobia* (Hewitson, 1864)* | FLO |
| *Tegosa* sp. Higgins 1981 | COR |
| *Telenassa teletusa* (Godart, [1824])* | JBA |
| *Temenis laothoe meridionalis* Herbert, 1965 | FLO |
| *Thyridia psidii* (Linnaeus, 1758)* | SEA |
| *Vanessa myrinna* (Doubleday, 1849) | FG |
| *Vanessa braziliensis* (Moore, 1883) | FLO, JOI |
| *Yphthimoides manasses* (C. Felder & R. Felder, 1867) | FLO |
| *Yphthimoides ordinaria* Freitas, Kaminski & Mielke, 2012 | CUR, SEA |
| *Zaretis isidora* (Cramer, 1779) | SEA |
| *Zischkaia pacarus* (Godart, [1824]) | FLO |

Figura 95. *Adelpha hyas* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 96. *Adelpha hyas* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
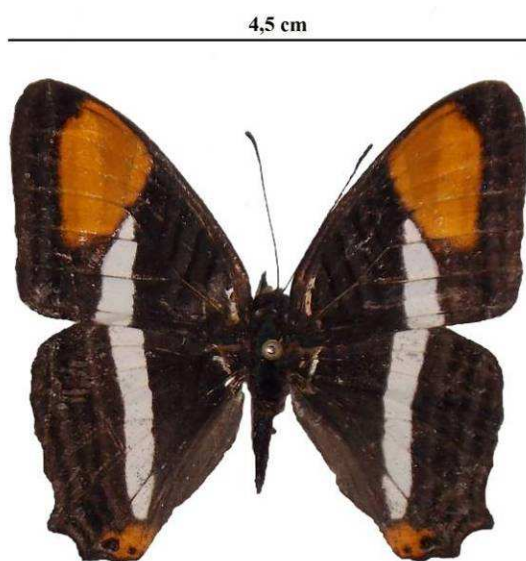
Figura 97. *Adelpha syma* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 98. *Adelpha syma* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 99. Lagarta de *Dione moneta.* Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 100. Lagarta de *Dione moneta* em fase de pré-pupa. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 101. Lagarta de *Dione moneta* liberando exsuvia e empupando. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 102. Pupa de *Dione moneta*. Foto: E. Orlandin (2016).
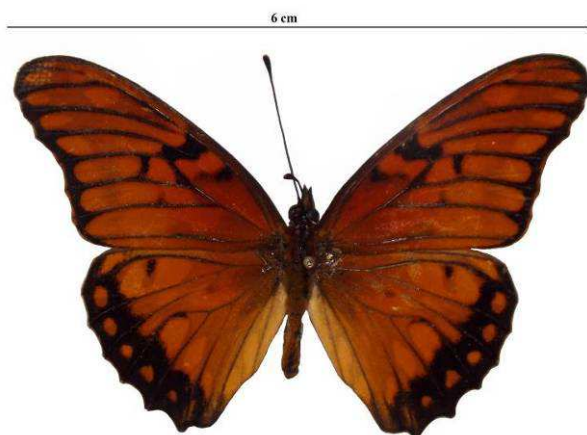
Figura 103. *Dione moneta* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 104. *Dione moneta* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 105. *Anartia amathea*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 106. *Chlosyne lacinia*. Foto: M.A. Favretto (2012).
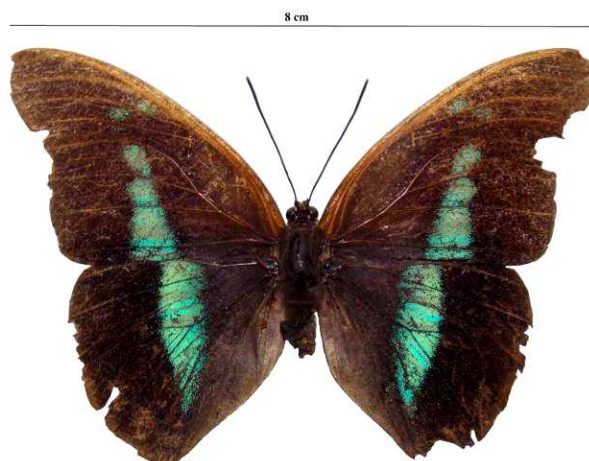
Figura 107. *Archaeoprepona chalciope* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 108. *Archaeoprepona chalciope* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
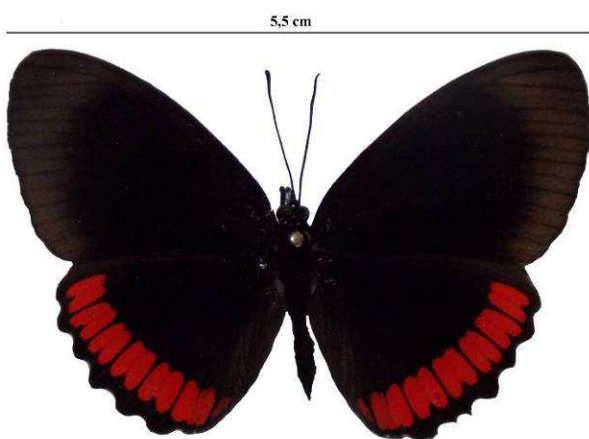
Figura 109. *Biblis hyperia* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 110. *Biblis hyperia* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
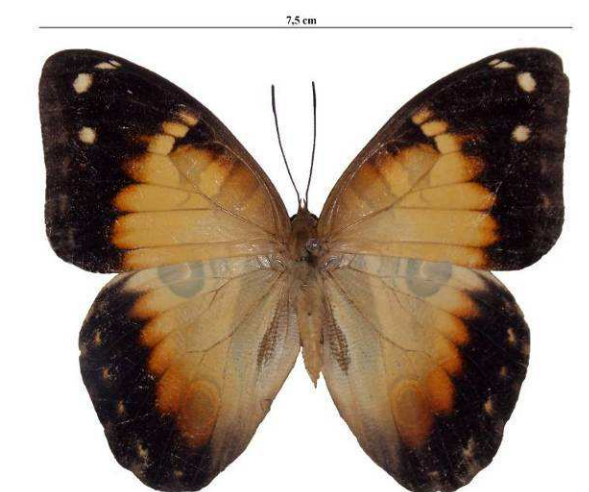
Figura 111. *Blepolenis bassus* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
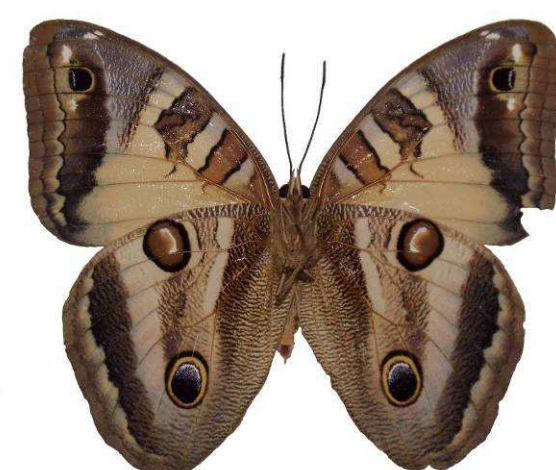
Figura 112. *Blepolenis bassus* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
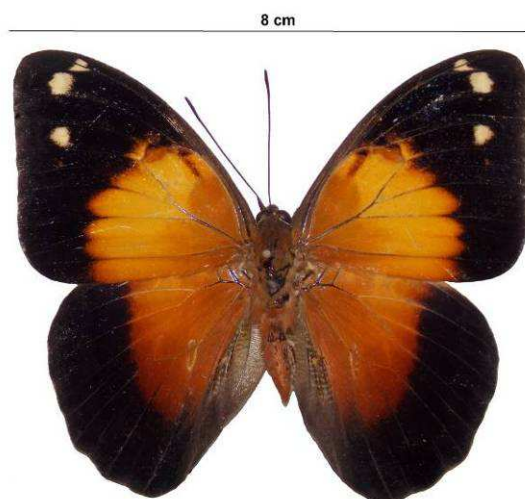
Figura 113. *Blepolenis catharinae* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
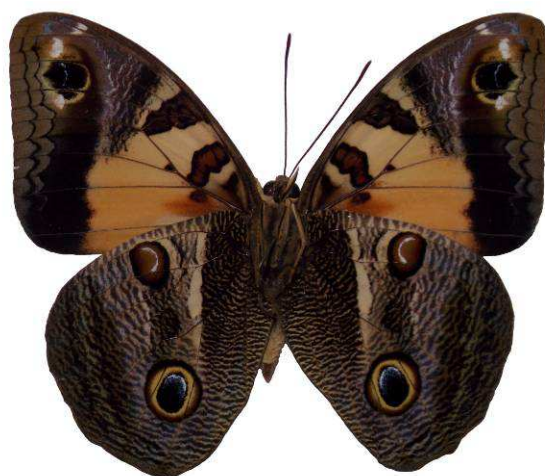
Figura 114. *Blepolenis catharinae* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 115. *Caligo brasiliensis* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 116. *Caligo brasiliensis* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
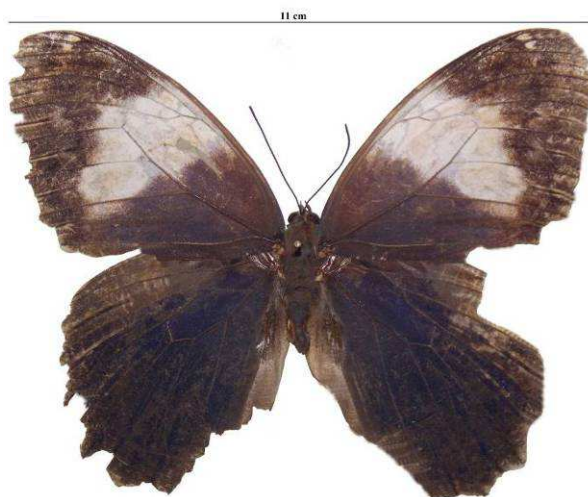
Figura 117. *Caligo martia* (vista dorsal) Foto: E.

Figura 118. *Caligo martia* (vista ventral). Foto: E.

Orlandin (2015).

Figura 119. *Danaus erippus* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 121. *Diaethria candrena* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Orlandin (2015).

Figura 120. *Danaus erippus* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 122. *Diaethria candrena* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
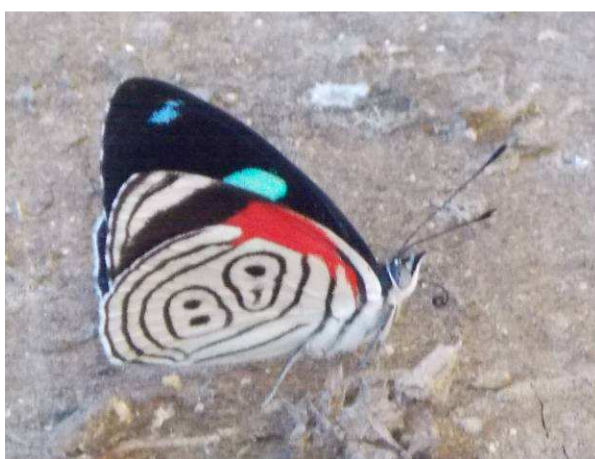
Figura 123. *Diaethria clymena*. Foto: E. Orlandin (2015).
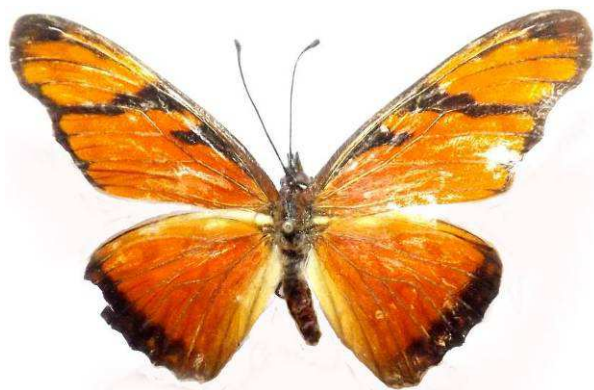
Figura 124. *Dione juno* (vista dorsal). Foto: M.A. Favretto (2014).
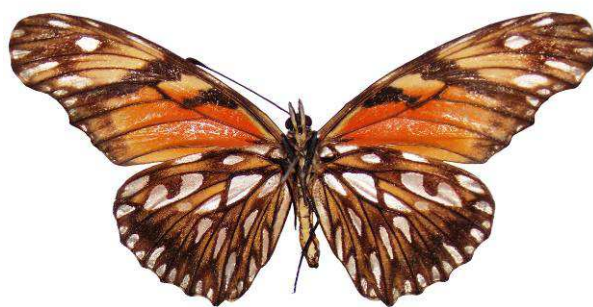
Figura 125. *Dione juno* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 126. *Doxocopa laurentia* (vista dorsal). Foto: M.A. Favretto (2014).

Figura 127. *Dryas iulia* (vista dorsal). Foto: M.A. Favretto (2014).

Figura 128. *Dynamine myrrhina*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 129. *Dynamine tithia*. Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 130. *Dynamine mylitta.* Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 131. *Dynamine mylitta.* Foto: M.A. Favretto (2012).
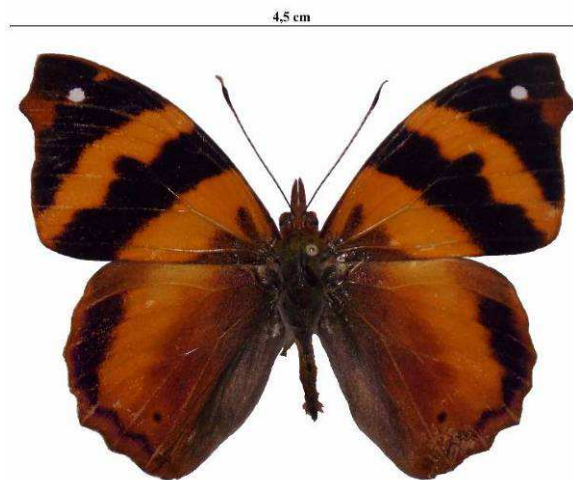
Figura 132. *Epiphile hubneri* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
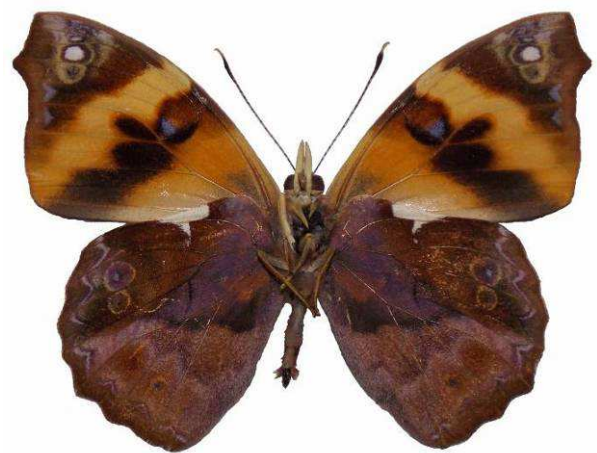
Figura 133. *Epiphile hubneri* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 134. *Epiphile orea*. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 135. *Epityches eupompe* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
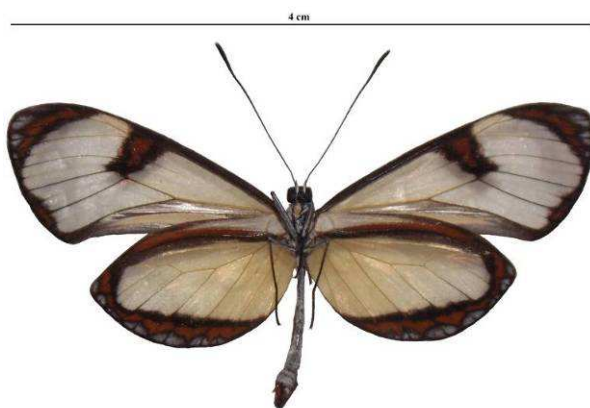
Figura 136. *Epityches eupompe* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 137. *Eteona tisiphone* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 138. *Eteona tisiphone* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2016).
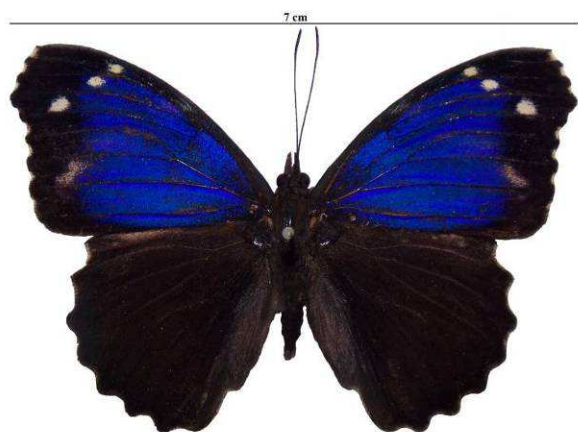
Figura 139. *Eunica caelina* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 140. *Eunica caelina* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
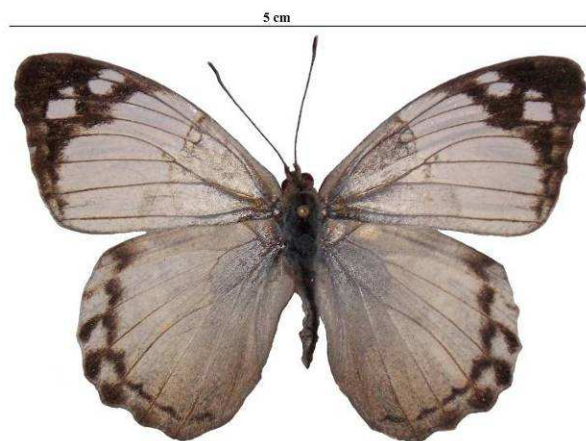
Figura 141. *Eunica* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
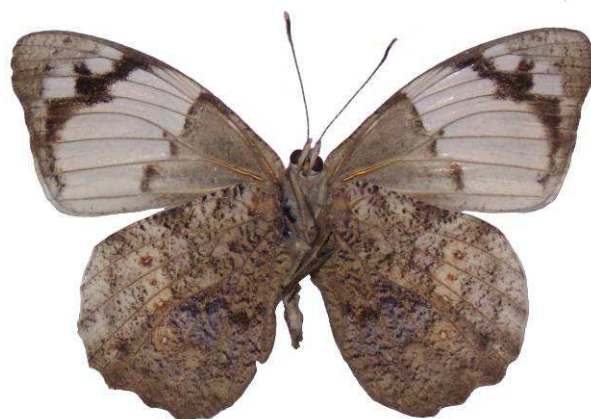
Figura 142. *Eunica* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
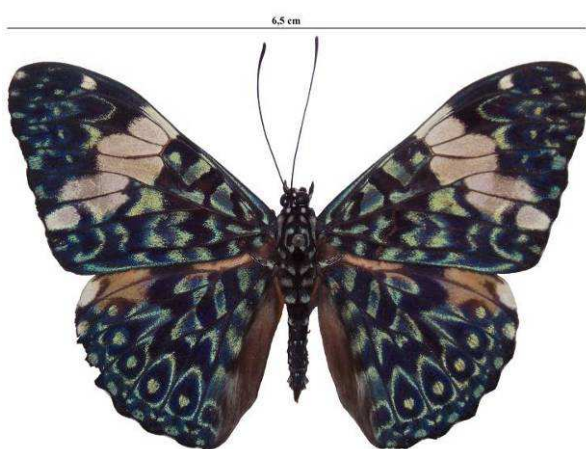
Figura 143. *Hamadryas amphinome* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 144. *Hamadryas amphinome* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
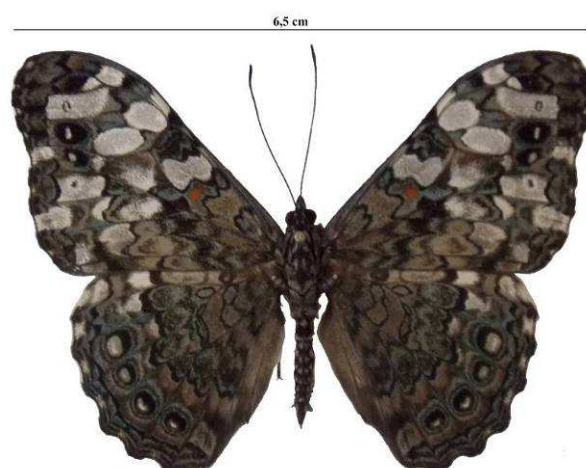
Figura 145. *Hamadryas epinome* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 146. *Hamadryas epinome* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
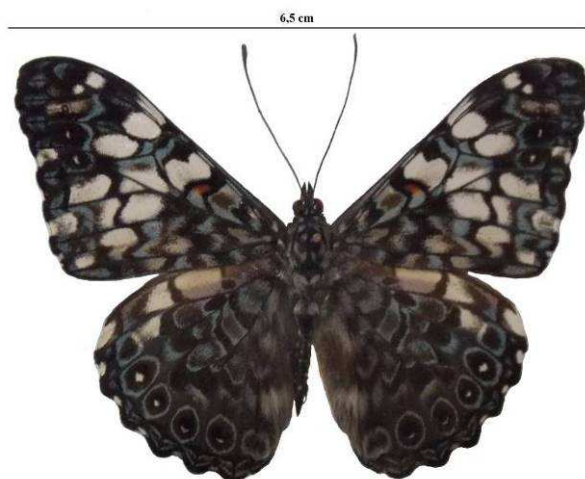
Figura 147. *Hamadryas fornax* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 148. *Hamadryas fornax* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
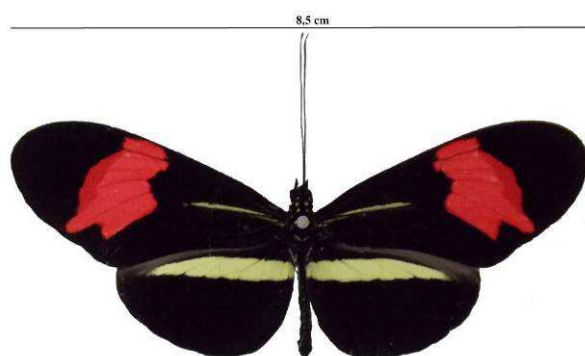
Figura 149. *Heliconius erato* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
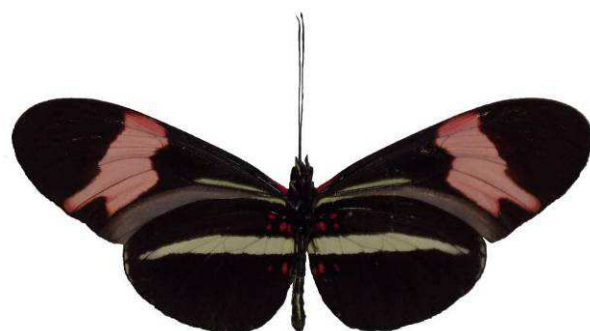
Figura 150.*Heliconius erato* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
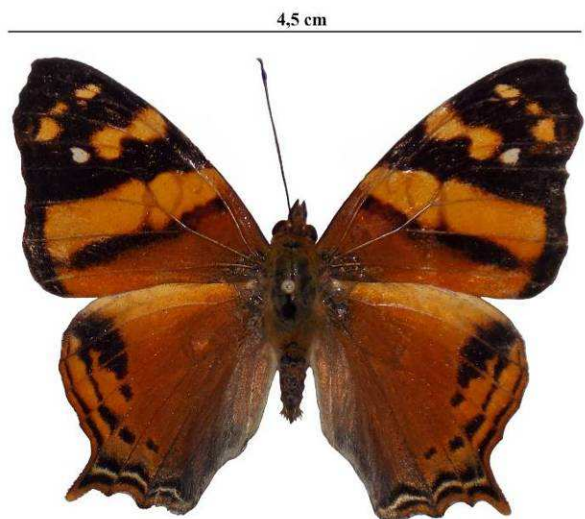
Figura 151. *Hypanartia lethe* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
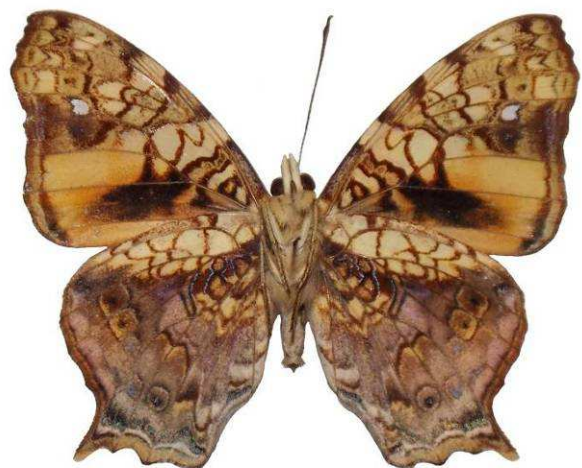
Figura 152. *Hypanartia lethe* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
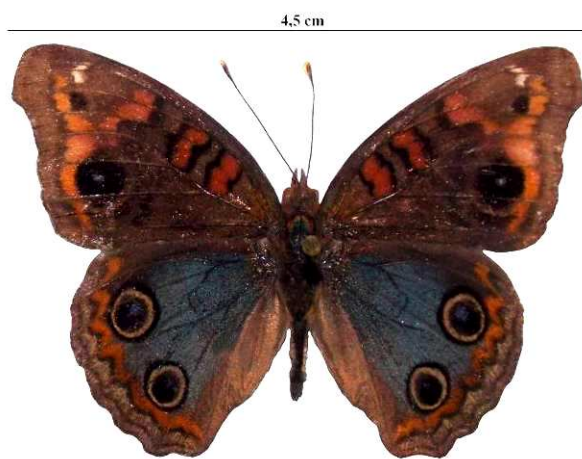
Figura 153. *Junonia* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 154. *Junonia* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 155. *Marpesia chiron.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 156. *Marpesia petreus.* Foto: M.A. Favretto (2014).
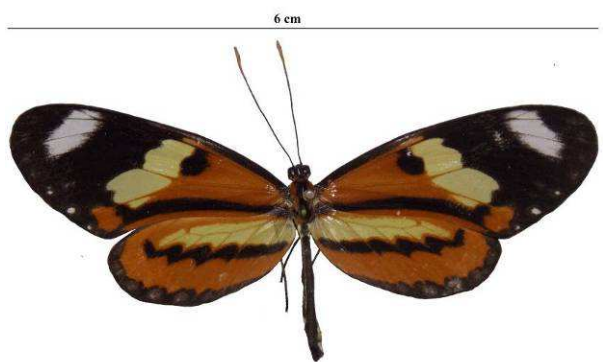
Figura 157. *Mechanitis lysimnia* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 158. *Mechanitis lysimnia* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 159. *Hypothyris euclea laphria*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 160. *Placidina euryanassa*. Foto: M.A. Favretto (2012).
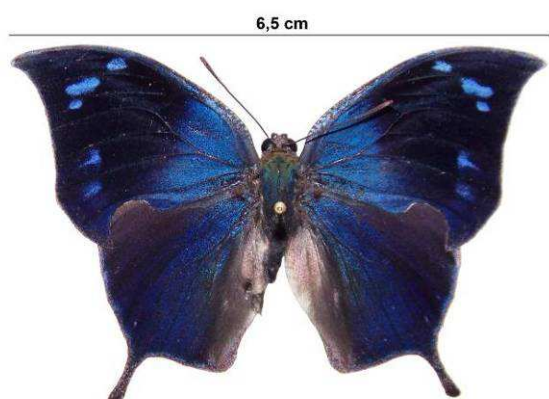
Figura 161. *Memphis moruus* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 162. *Memphis moruus* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
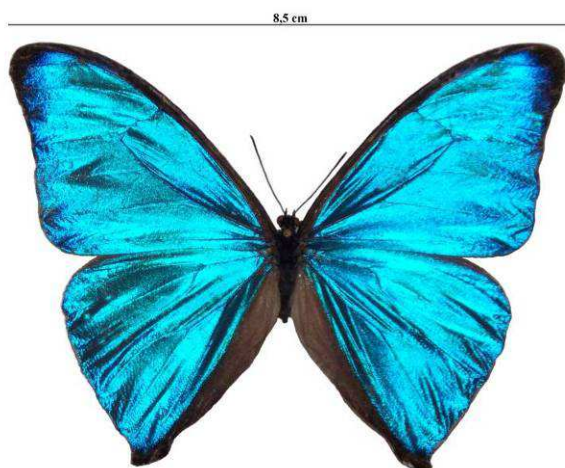
Figura 163. *Morpho aega* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 164. *Morpho aega* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 165. *Morpho helenor* (vista dorsal). Foto: M.A. Favretto.
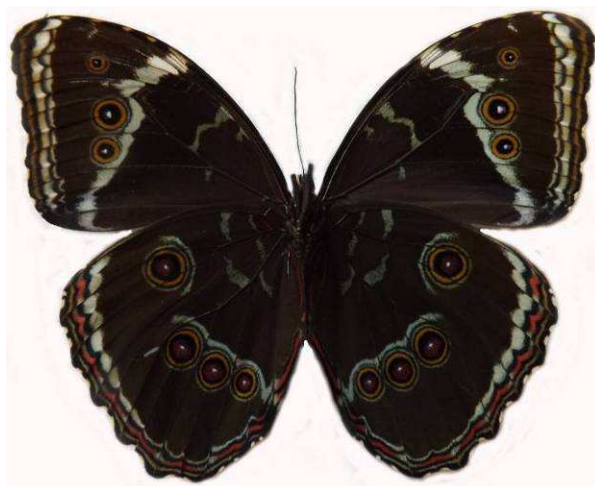
Figura 166. *Morpho helenor* (vista ventral). Foto: M.A. Favretto.

Figura 167. *Myscelia orsis* (fêmea). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 168. *Myscelia orsis* (macho). Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 169. *Ortilia dicoma.* Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 170. *Ortilia ithra.* Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 171. *Ortilia orthia*. Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 172. *Tegosa claudina*. Foto: M.A. Favretto (2012).
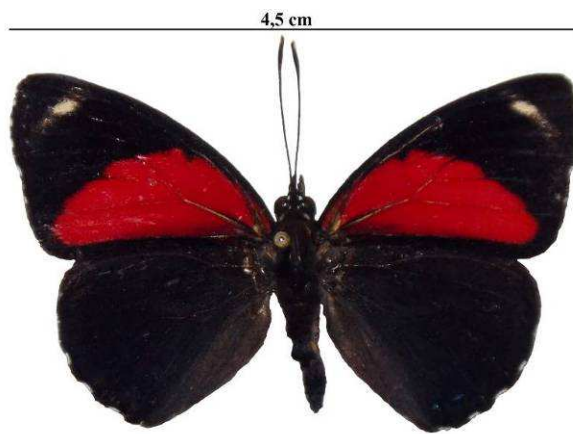
Figura 173. *Paulograma pyracmon* = *Callicore pygas* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 174. *Paulograma pyracmon* = *Callicore pygas* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
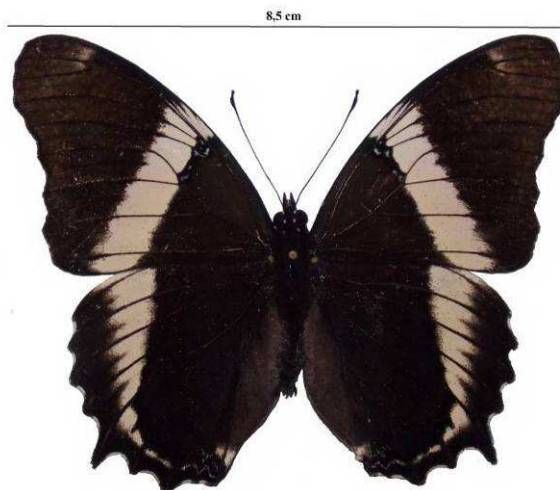
Figura 175. *Siproeta epaphus trayja* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 176. *Siproeta epaphus trayja* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
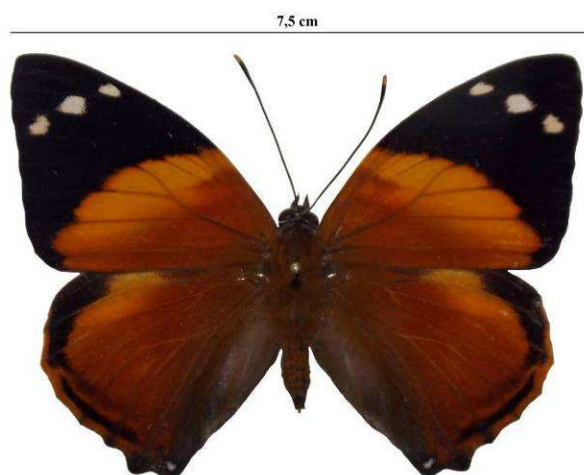
Figura 177. *Smyrna blomfildia* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
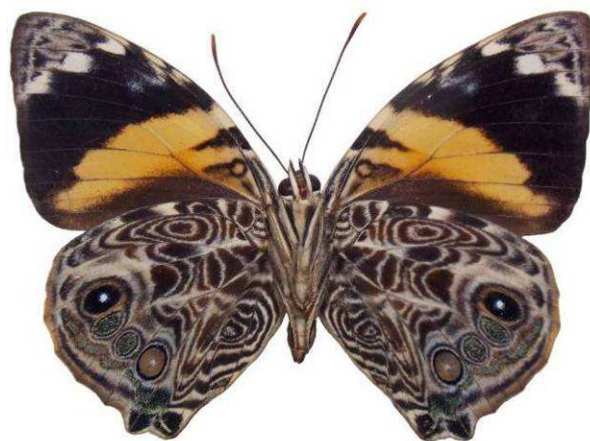
Figura 178. *Smyrna blomfildia* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 179. *Telenassa teletusa* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 180. *Telenassa teletusa* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2016).
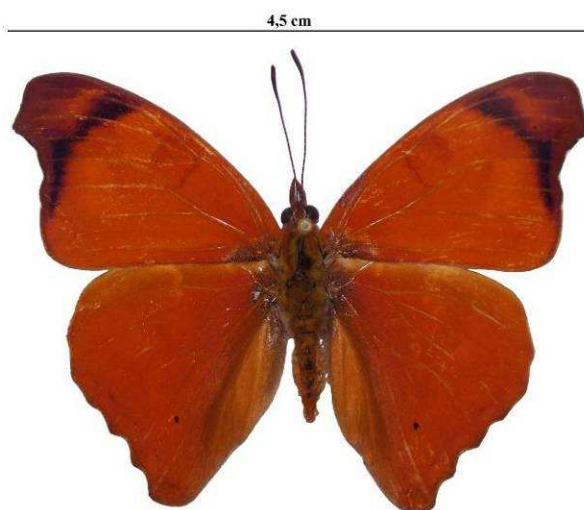
Figura 181. *Temenis laothoe* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 182. *Temenis laothoe* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 183. *Vanessa braziliensis* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
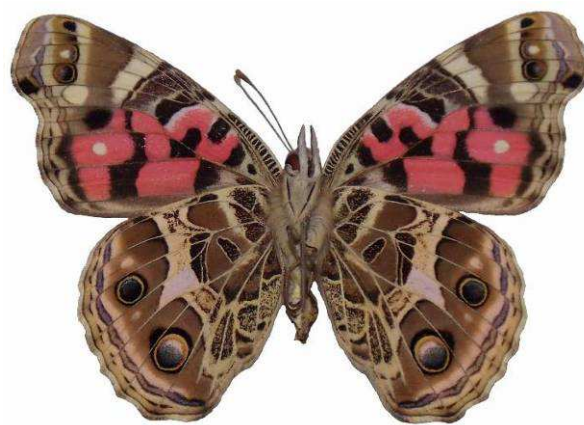
Figura 184. *Vanessa braziliensis* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
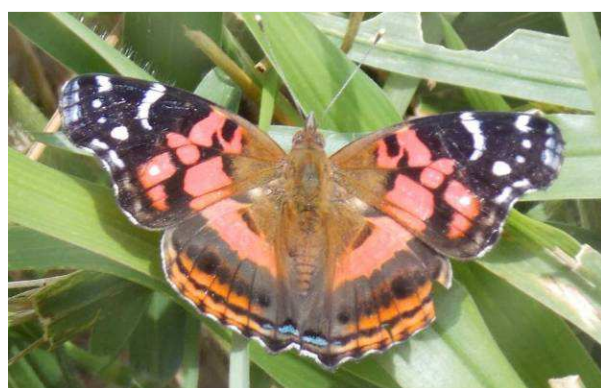
Figura 185. *Vanessa myrinna*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 186. *Dircenna dero*. Foto: M.A. Favretto (2014).

Figura 187. *Ectima thecla*. Foto: E.B. Santos (2016).

# Observações sobre a biologia de algumas espécies de Nymphalidae

*Elton Orlandin*

## *Morpho epistrophus catenarius*

*Morpho epistrophus catenarius* (Perry, 1811) é um ninfalídeo pertencente à subfamília Satyrinae, tribo Morphini. Muitas espécies desta subfamília são de tamanho avantajado e de cores brilhantes, geralmente em tons de azul. Por isso, são muito visadas por colecionadores[267]. Seu voo é ondulante ou planado e pode ser diferente entre machos e fêmeas[268]. Por possuírem asas proporcionalmente maiores que seu corpo, planam sem dificuldade[269]. Apresentam dimorfismo sexual em relação à coloração e também de comportamento. Desaparecem rapidamente quando há perturbação forte no ambiente, derrubada, ou redução em tamanho da área de floresta [267].

Em *M. e. catenarius* ambos os sexos possuem voos lentos e ondulantes geralmente no sub-bosque, entre as árvores ou nas bordas da floresta[268]. As lagartas são gregárias e bastante chamativas pela coloração avermelhada[269] e ao contrário do que muitos acreditam não produz efeito urticante quando tocadas. Alimentam-se de grande variedade de plantas das famílias Erythroxylaceae (*Erythroxylum* sp., *E. pelleterianum*), Leguminosae (*Cassia* sp., *Acacia longifolia, Inga* sp., *I. affinis, I. bahiensis, I. edulis, I. semialata, I. sessilis, I. uraguensis, Dalbergia brasiliensis, Machaerium* sp., *M. acutifolium*), Quinaceae (*Quiina* sp.), Rhamnaceae (*Scutia buxifolia*), Sapindaceae (*Cupania vernalis, Matayba* sp.)[270].

O objetivo deste trabalho foi estudar o ciclo biológico e comportamento de *M. e. catenarius*. Contudo, não foi possível encontrar ovos. Larvas foram obtidas em coletas no campo, juntamente com a planta hospedeira no interior do município de Joaçaba, oeste de Santa Catarina, às margens do rio do Tigre (27º06’10.02”S; 51º36’31.00”O). Foram coletadas quinze lagartas, provavelmente de 4º instar, em um galho de *Matayba eleagnoides* Radlk. (camboatá-branco), no início de novembro de 2014 e oito, possivelmente de 2º instar, em *Lonchocarpus campestris* Mart. ex Benth (rabo-de-bugio) no final de agosto de 2015.

As larvas coletadas em 2014 foram alimentadas exclusivamente com folhas da planta hospedeira. Enquanto as de 2015 foram alimentadas com *M. eleagnoides, Cupania vernalis* Cambess. e *L. campestres,* não demonstrando qualquer preferência em relação às três espécies fornecidas.

Cada muda foi precedida por um período de inatividade. Em todos os ínstares

observou-se uma diferença de até sete dias entre a primeira e a última lagarta a passar pela ecdise (mudança de ínstar). A disposição das cores e forma do corpo permaneceram, durante todo o estágio larval observado: cabeça com formato triangular de cor vermelha escura, com cerdas da mesma cor; corpo com dorso vermelho escuro com predominância de cerdas vermelhas e algumas brancas, em quase todos os segmentos, exceto entre os segmentos $A_4$ e $A_5$ (A= abdômen), onde há uma faixa branca, com cerdas brancas, bem evidente.

As lagartas, tanto as de 2014, quanto as de 2015, começaram a empupar em meados de dezembro do respectivo ano da coleta. Primeiramente deixavam seu lugar de agregação, subindo pelas laterais da caixa, ou nos galhos postos dentro desta. Observou-se que as lagartas permaneciam em movimento constante por um período de até dois dias. Essa movimentação possivelmente tem relação com o fato das lagartas, em ambiente livre, descerem de sua planta hospedeira e procurarem por sítios adequados para a formação da pupa (comportamento observado em campo).

Ao encontrarem local adequado entravam em fase de pré-pupa, que durava cerca de quatro dias. Após os quais, liberavam o exoesqueleto do último ínstar larval através de movimentos da pupa. Esta, verde, de formato ovoide, com duas pequenas projeções (lembrando pequenos chifres) no ápice da cabeça. Aproximadamente um mês após empupar, os adultos coletados em 2014 começaram a emergir.

No presente estudo essa espécie foi avistada a partir do mês de agosto, no ambiente, em sua fase larval, sempre agregadas em galhos de *M. eleagnoides* Radlk., *C. vernalis* Cambess. e *L. campestris* Mart. ex Benth. Já na fase adulta, a partir de janeiro, voando nas bordas de florestas, alimentando-se de frutos em decomposição e de exsudato de plantas; desaparecendo, quase que por completo em meados de março. Embora as informações sobre a biologia estejam incompletas, os dados obtidos até o momento indicam que a espécie é univoltina, ou seja, possui ciclo de vida anual.

Figura 188. Agregado de lagartas de *Morpho epistrophus*. Foto: E. Orlandin.

Figura 189. Lagartas de *Morpho epistrophus* fixas a parede da caixa na fase de pré-pupa. Foto: E. Orlandin.
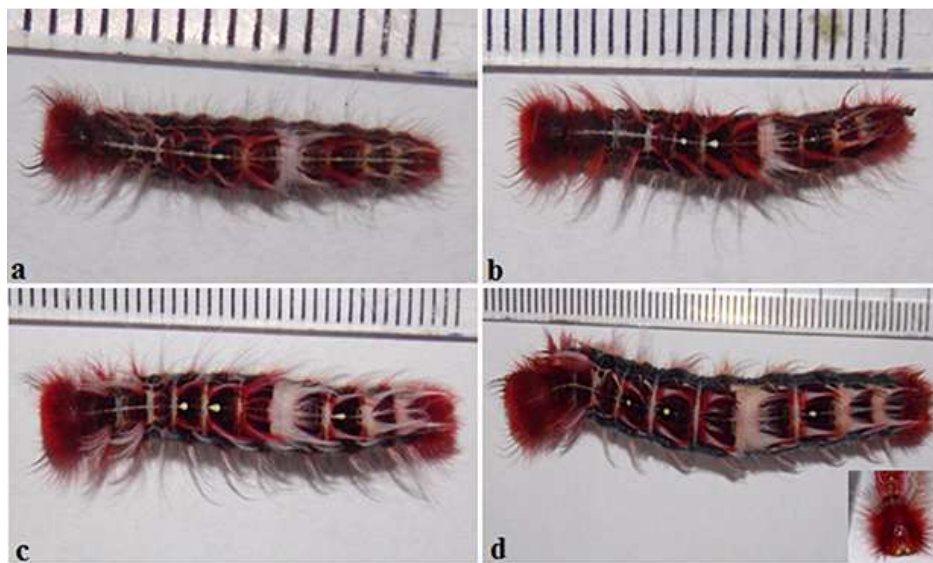
Figura 190. Ínstares larvais de *Morpho epistrophus* (a – 1º instar, b – 2º instar, c – 3º instar, d – 4º instar). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 191. Crisálidas de *M. epistrophus.* A coloração diferenciada brilhante, da pupa à esquerda, demonstra que a pupa acabou de se libertar do exoesqueleto. Foto: E. Orlandin (2015).
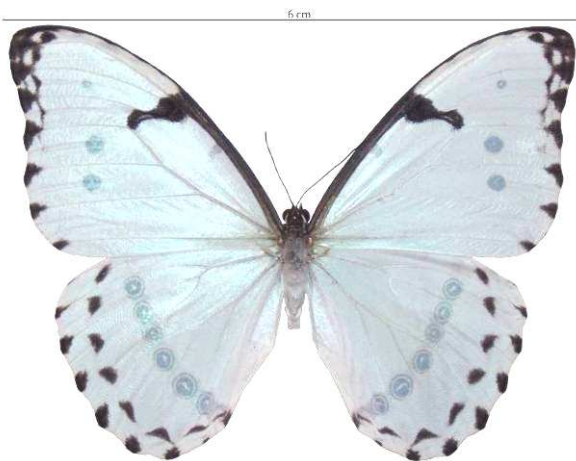
Figura 192. *Morpho epistrophus* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin.
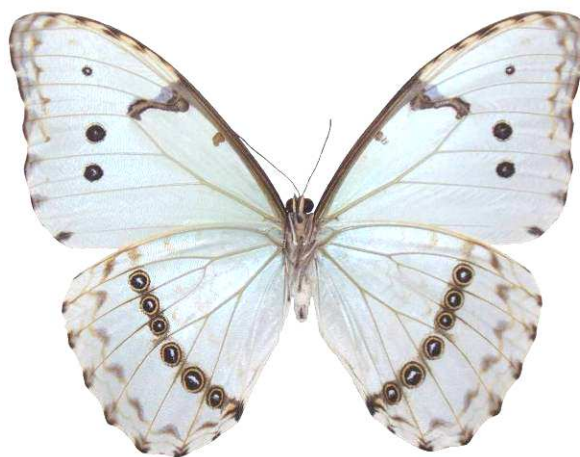
Figura 193. *Morpho epistrophus* (vista ventral). Foto: E. Orlandin.

***Methona themisto* e *Thyridia psidii***

*Methona themisto e Thyridia psidii* pertencem à subfamília Ithomiinae, tribo Mechanitini, ambas enquanto larvas, se alimentam de plantas da família Solanaceae. Os adultos bebem néctar floral, podendo explorar outros recursos, de acordo com o sexo: fêmeas se alimentam em fezes de aves, uma fonte rica em nitrogênio, enquanto os machos são atraídos por folhas de Boraginaceae em decomposição, uma fonte rica em precursores de feromônios sexuais[271].

Quando adultas ambas as espécies são muito parecidas, essa semelhança entre diferentes espécies é muito observada dentro da subfamília Ithomiinae. Tanto que a subfamília serviu como modelo em meados do século XIX por Henry Bates e Fritz Müller para exemplificarem os fenômenos agora referidos como "mimetismo batesiano" e "mimetismo mülleriano" [271].

O objetivo deste trabalho foi conhecer um pouco sobre a morfologia, comportamento e biologia de *Methona themisto e Thyridia psidii*.

Foi coletada uma lagarta de *M. themisto*, no município de Joaçaba (27º09'45.76"S; 51º35'09.66"O), no mês de dezembro de 2014 e uma lagarta de *T. psidii*, em Faxinal dos Guedes (26º57'28.00"S; 52º11'04.24"O), no mês de maio de 2015. Ambas acondicionadas em recipientes, sendo alimentadas com a planta hospedeira.

A larva de *M. temisto* estava se alimentando de forma solitária em *Brunfelsia* sp. (Solanaceae) citada na literatura como utilizada por esta espécie de Lepidoptera[272]. Dois dias após sua captura migrou para a parte superior do ramo, onde empupou. Ficando assim por 17 dias, quando então surgiu o imago (jovem adulto). Esse resultado está de acordo com Barbosa e

Costa (2013)[273] que encontraram tempo médio de duração de estágio pupal de aproximadamente 14 dias.

*Thyridia psidii* foi encontrada alimentando-se de *Solanum corybiflorum* (Solanaceae), nesta planta havia um agrupamento com cerca de 10 lagartas. Um dia após ser coletada, a lagarta se dirigiu à parte superior do recipiente onde estava acondicionada e empupou, emergindo após 16 dias. Não há dados na literatura sobre a duração do estágio pupal para *T. psidii*.

A larva de *M. themisto* observada, possui coloração conspícua com listras amarelas intercaladas por listras pretas brilhantes, como já descrito por Ruszczyk e Nascimento (1999)[272]. Enquanto a lagarta de *T. psidii* é translúcida, azul esverdeada com tubérculos amarelos ao longo dos lados dos segmentos abdominais. Testes envolvendo larvas de *M. themisto* e pintinhos de *Gallus gallus*, a fim de verificar a função de sua coloração, indicam que estas são impalatáveis, com suas defesas químicas atuando principalmente contra predadores vertebrados visualmente orientados[274].

As pupas das duas espécies também diferem na coloração. Enquanto a de *M. themisto* apresenta coloração amarela com pontuações escuras ao longo do cremaster e linhas também escuras nas laterais; *T. psidii* apresenta pupa com coloração prateada com linhas de cor marrom.

Embora na fase larval e de pupa as duas espécies sejam muito diferentes, o mesmo não ocorre na fase adulta. Sendo que neste estágio, as duas espécies apresentam um padrão de coloração muito semelhante.

Figura 194. Lagarta de *Methona themisto.* Foto: E. Orlandin.

Figura 195. Lagarta de *Theridia psidii.* Foto: E. Orlandin.

Figura 196. Pupa de *Methona themisto.* Foto: E. Orlandin.

Figura 197. Pupa de *Theridia psidii.* Foto: E. Orlandin.
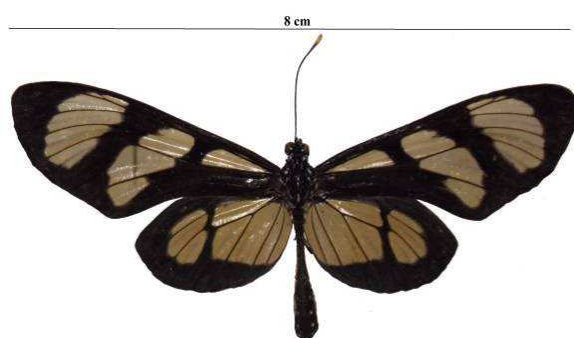
Figura 198. Adulto de *Methona themisto* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin.
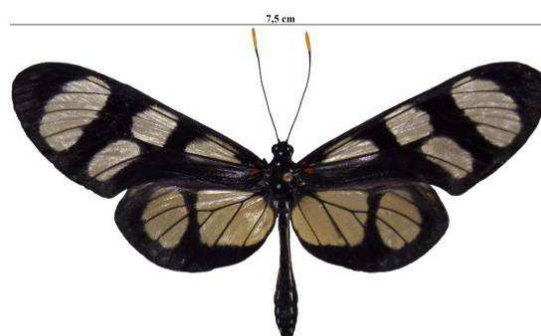
Figura 199. Adulto de *Theridia psidii* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin.

Figura 200. *Methona themisto* (vista ventral). Foto: E. Orlandin.

Figura 201. *Theridia psidii* (vista ventral). Foto: E. Orlandin.

***Actinote* sp.**

As espécies de *Actinote* possuem características aposemáticas, ou seja, possuem coloração que adverte predadores quanto a sua impalatabilidade[275]. Sua coloração alar permite a separação em cinco padrões básicos, provavelmente relacionados com o mimetismo do tipo Mülleriano. Exemplares coletados no campo ou criados em laboratório, demonstram a existência de uma grande variabilidade intra-específica (variação dentro da espécie) na coloração alar destas borboletas. Sendo a semelhança entre as espécies (mimetismo) e variação intra-específica, fatores que dificultam o reconhecimento das espécies de *Actinote*[259].

As larvas deste gênero alimentam-se quase exclusivamente de espécies da família Asteraceae, plantas herbáceas as quais pertencem a margarida (*Bellis* sp.), o girassol (*Helianthus annuus*) e o alface (*Lactuca sativa*), dentre outras. Os indivíduos possuem ciclo de vida com gerações curtas, entre 30 e 40 dias. As fêmeas colocam ovos em placas de 20 a 300 ovos, que mudam do amarelo, no início do desenvolvimento embrionário, para o rosa, quando maduros. As larvas são gregárias, tecendo teias de seda nos instares iniciais de seu desenvolvimento, separando-se do grupo no último instar[275]. Possuem cerdas urticantes, mas os acidentes não causam nada além de uma leve irritação local (E. Orlandin, obs. pess.).

Paluch (2006)[276] fez uma revisão completa do gênero *Actinote*. Para isso ele coletou e criou imaturos, além de adultos, no Paraná e Santa Catarina e realizou consultas, a fim de comparar os espécimes depositados em museus.

Com base nas genitálias masculina e feminina, no padrão de distribuição de cerdas e espinhos (quetotaxia) nos imaturos, o autor redescreveu espécies e subespécies. Além disso, descreveu cinco novos taxa, três espécies e duas subespécies, aumentando para 63 o número de espécies e subespécies de *Actinote*[276].

Figura 202. Larva de *Actinote* sp., à esquerda procurando local para empupar, à direita em fase pré-pupa. Fotos: E. Orlandin.

Figura 203. À esquerda, pupa de *Actinote* sp., à direita, imago jovem aguardando enrijecimento das asas. Fotos: E. Orlandin.

Figura 204. Imago de *Actinote* sp. sobre botão floral de Asteraceae. Foto: E. Orlandin.

# Família PAPILIONIDAE

*Mario Arthur Favretto*

A família Papilionidae possui aproximadamente 589 espécies no mundo. Os adultos são diurnos, voam de forma lenta e planada, podem ser facilmente identificados por um característico prolongamento que possuem nas asas posteriores[8, 277]. Adultos, por exemplo, de *Parides anchises* podem voar mais de 400 m em linha reta, mas em geral, permanecem nas proximidades de uma mesma área[278].

As larvas podem ter o corpo completamente liso ou coberto com tubérculos ou apêndices carnosos. Se alimentam de folhas e possuem uma glândula defensiva atrás da cabeça que libera um forte cheiro, esta glândula é retrátil em uma estrutura em forma de Y. Alimentam-se de folhas de plantas das famílias Apiaceae, Crassulaceae, Lauraceae, Piperaceae, Magnoliaceae, Anonaceae, Rutaceae, entre outras[8, 89, 277].

Leite e colaboradores (2010)[56] estudaram a biologia de *Heraclides anchisiades*, a fêmea coloca os ovos no lado inferior das folhas da planta que vai hospedar as larvas, podendo colocar mais de 70 ovos. Quando eclodem as larvas ficam agrupadas, e conforme crescem podem ficar mais dispersas (geralmente durante a noite), mas ainda formam agrupamentos (em geral durante o dia).

Quando atingem as últimas fases do desenvolvimento, as larvas escolhem um local, que pode ser a própria planta onde vivem, para empupar, passar pela metamorfose e assim chegar a fase adulta[56]. Em *Heraclides thoas* os estágios imaturos podem durar até 32 dias, entre larva, pré-pupa e pupa. E a taxa de mortalidade das larvas pode chegar a 10,8%[279].

Em Santa Catarina há o registro de 24 espécies de Papilionidae, porém algumas (três espécies) podem se tratar de registros errôneos, devido à incerteza da localidade de coleta[7, 202].

Tabela 17. Espécies de Papilionidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, FLO - Florianópolis, SEA - Seara, O/C - Ouro e Capinzal, RDS - Rio do Sul, BLU - Blumenau, JBA - Joaçaba, TA - Taió, COR - Corupá, NF* - localidade denominada de Nova Friburgo, material do National Museum of Natural History, pode ser um ocorrência duvidosa, mencionava este município e estado de Sta. Catarina.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Battus polydamas* (Linnaeus, 1758) | FLO, O/C, RDS, SC,SEA |
| *Battus polystictus* (Butler, 1874) | FLO, SC, SEA |
| *Eurytides bellorophon* (Dalman, 1823) | SC |
| *Eurytides dolicaon* (Cramer, [1775]) | BLU, TA |
| *Heraclides anchisiades* (Esper, 1788) | FLO, JBA, O/C, SEA |
| *Heraclides androgeus* (Cramer, 1775) | SEA |
| *Heraclides astyalus* (Godart, 1819) | FLO, JBA, O/C, SEA, TA |
| *Heraclides hectorides* (Esper, 1794) | FLO, JBA, SC, SEA |
| *Heraclides thoas* (Linnaeus, 1771) | FLO, O/C, SEA |
| *Mimoides lysithous* (Hübner, [1821]) | FLO, JBA, O/C, SEA |
| *Neographium thyastes* (Drury, 1782) | SC |
| *Parides agavus* (Drury, 1782) | FLO, JBA, SC, SEA, TA |
| *Parides anchises* (Linnaeus, 1758) | FLO, SC, SEA |
| *Parides ascanius* (Cramer, 1775) | NF* |
| *Parides bunichus* (Hübner, 1821) | FLO, O/C, SC, SEA |
| *Parides proneus* (Hübner, [1831]) | NF* |
| *Parides tros* (Fabricius, 1793) | NF* |
| *Protesilaus helios* (Rothschild & Jordan, 1906) | SC |
| *Protesilaus telesilaus vitellus* (Fruhstorfer, 1907) | SC |
| *Protesilaus protesilaus* (Linnaeus, 1758) | SEA, TA |
| *Protesilaus stenosdesmus* Rothschild & Jordan | SEA |
| *Protographium asius* (Fabricius, 1781) | COR |
| *Pterourus menatius* Hopffer | RDS, SEA |
| *Pterourus scamander* (Boisduval, 1836) | SC, SEA |

Figura 205. *Heraclides anchisiades.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 206. *Parides bunichus.* Foto: E. Orlandin (2015).
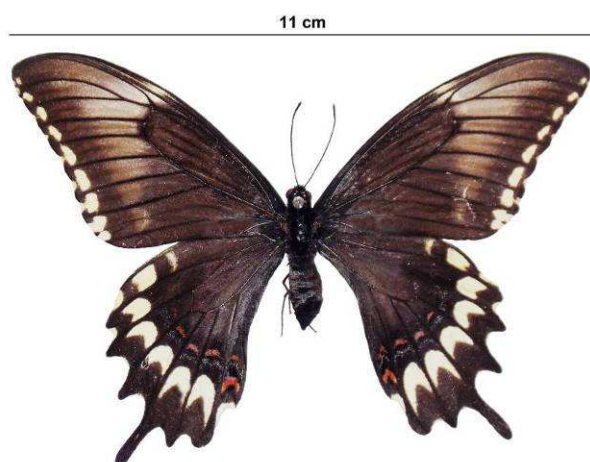
Figura 207. *Heraclides astyalus* (fêmea - vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
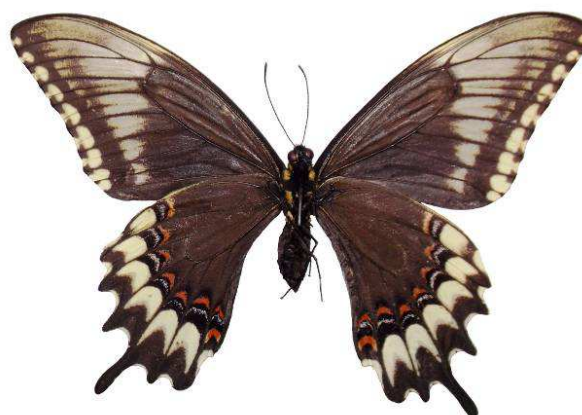
Figura 208. *Heraclides astyalus* (fêmea - vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
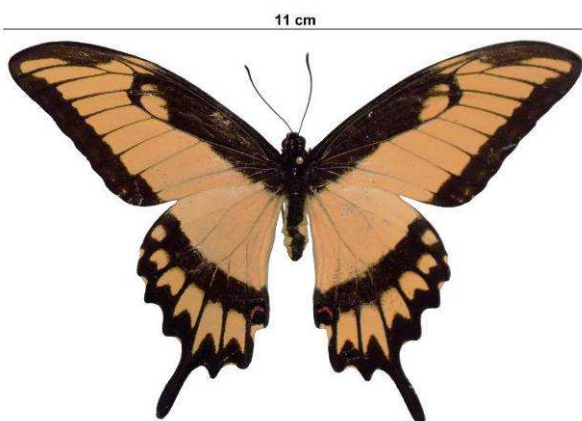
Figura 209. *Heraclides astyalus* (macho - vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 210. *Heraclides astyalus* (macho - vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
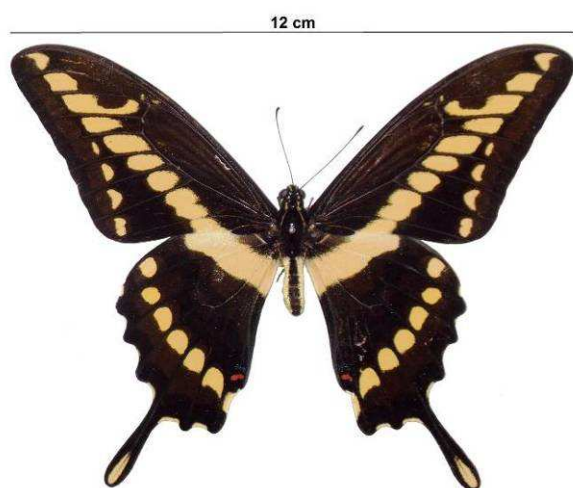
Figura 211. *Heraclides thoas* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
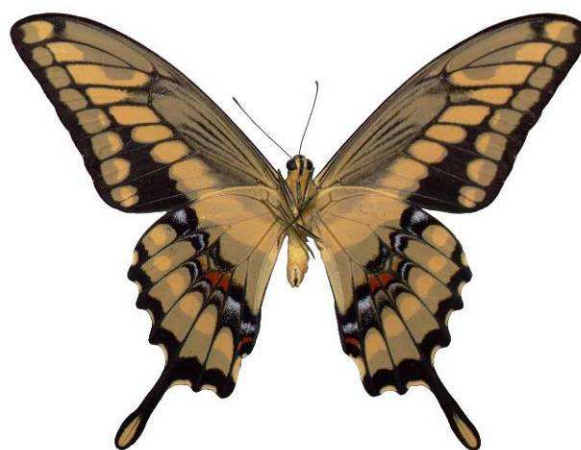
Figura 212. *Heraclides thoas* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
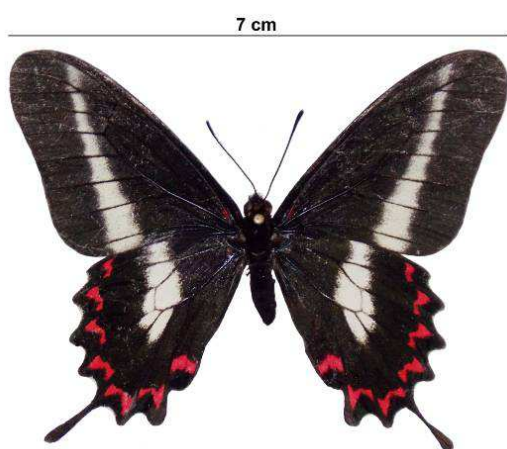
Figura 213. *Mimoides* sp. (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 214. *Mimoides* sp. (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
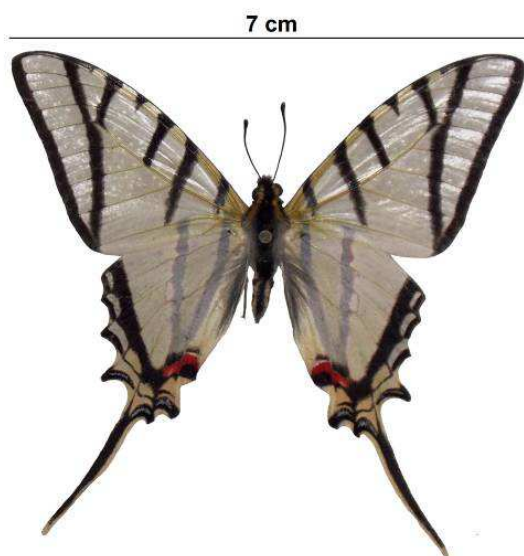
Figura 215. *Protesilaus helios* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 216. *Protesilaus helios* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
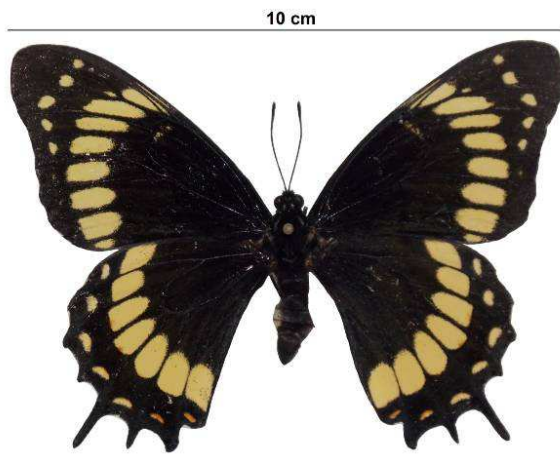
Figura 217. *Pterourus scamander* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 218. *Pterourus scamander* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 219. Lagarta de *Mimoides* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 220. Pupa de *Mimoides* sp (vista lateral). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 221. Lagarta de *Parides* sp. em fase pré-pupa. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 222. Pupa de *Parides* sp. (vista lateral). Foto: E. Orlandin (2016).

## Família PIERIDAE

*Monica Piovesan*
*Mario Arthur Favretto*
*Elton Orlandin*

A família Pieridae está inserida na superfamília Papilionoidea e abrange quatro subfamílias: Dismorphiinae, Pierinae, Coliadinae e Pseudopontiinae, esta última endêmica da África[8, 280]. Possui em torno de 1.200 espécies distribuídas no mundo todo, com exceção dos pólos, sendo estimadas 65 espécies para o Brasil[8, 281].

Grande parte dos pierídeos possui asas de formato triangular, ou arredondada. As asas posteriores geralmente são pequenas e redondas, mas as vezes podem ser ligeiramente maiores que as asas anteriores [280]. Possuem grande diversidade de cores, mas na maioria predominam o amarelo, alaranjado ou branco[281]. As cores amarelo e laranja são conferidas pelos pigmentos pteridina ou flavona[280]. Enquanto a coloração branca das escamas das asas pode derivar de compostos do ácido úrico, produzido como subproduto da alimentação[17].

Alguns pierídeos podem apresentar asas com diferentes padrões de manchas[280]. Além de dimorfismo sexual, a exemplo de espécies do gênero *Colias*[8], em que os machos apresentam um colorido mais intenso, geralmente laranja, enquanto as fêmeas são branco-esverdeadas ou amarelo-esverdeadas[282]. Ocorre polimorfismo alar, a exemplo das espécies de *Eurema*, cuja coloração mostra mudança sazonal, entre o verão e outono[17]. Os adultos variam muito no tamanho, possuindo de 23 mm a 100 mm de envergadura alar, além disso, o corpo pode ser delgado ou robusto[280].

Sobre a biologia de Pieridae, os ovos podem ser alongados, amarelados e com estrias longitudinais. As larvas cilíndricas, lisas e desprovidas de espinhos, podendo ser solitárias ou gregárias. Alimentam-se de espécies das famílias Brassicaceae, Caesalpinaceae, Capparidaceae, Fabaceae, Leguminosae, Loranthaceae, Mimosaceae, Simaroubaceae e Tropaeolaceae[8]. Algumas espécies são consideradas pragas agrícolas, por se alimentarem de culturas economicamente importantes. Como é o caso da lagarta-da-couve (*Ascia monuste orseis*), que ataca couves (*Brassica oleracea*) alimentando-se destas de forma intensa, durante todo seu período larval[283].

As pupas geralmente são crípticas, permanecendo camufladas na planta hospedeira ou mimetizando fezes de aves. Permanecem em posição horizontal ou

suspensas por um fio de seda que passa dorsalmente entre o tórax e o abdômen, como em Papilionidae[8]. A alimentação dos adultos baseia-se em néctar. Além disso, grandes bandos (panapaná) frequentemente se formam para se alimentar de sais em areia úmida, em poças e praias dos rios[8, 281].

Algumas espécies de Pieridae podem participar de anéis miméticos, que são grupos compostos por várias espécies de coloração muito similar com diferentes graus de impalatibilidade, e que por seleção tornaram-se morfologicamente parecidas, com espécies da tribo Troidini (Papilionidae) e das subfamílias Danainae e Heliconiinae (Nymphalidae)[8, 284]. Além disso, muitas apresentam comportamento migratório, a exemplo de *Glutophrissa drusilla*, *Phoebis argante* e *P. philea*, sendo que essas três espécies possuem ampla distribuição no Brasil[8, 89].

Link e Costa (1983)[285] estudaram a biologia de *Ascia monuste* em diversas espécies de Brassicaceae. Verificaram que o estágio de larva varia de 15 a 21 dias, com uma média de 18 dias. O período de pupa dura em média 13 dias, variando de 8 a 17 dias. Também verificaram que esta espécie coloca em média 41 ovos, mas os valores podem variar entre 10 e 145 ovos.

Na espécie *Anteos menippe,* não registrada em Santa Catarina, Born e Lima (2005)[286] verificaram que o período larval dessa espécie, quando alimentada com *Cassia ferruginea* (Caesalpinaceae), dura em média 16 dias, o período de pupa dura em média 10 dias, possuindo uma sobrevivência de 91,6% dos ovos e de 59,8% das lagartas recém nascidas.

Para Santa Catarina foram registradas 29 espécies de Pieridae[7, 202].

Tabela 18. Espécies de Pieridae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, FLO - Florianópolis, BLU - Blumenau, JBA - Joaçaba, RDS - Rio do Sul, SEA - Seara, JOI - Joinville, COR - Corupá, * - espécie que não se tem certeza sobre qual subespécie ocorre no estado.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Aphrissa statira* (Cramer, [1777])* | FLO |
| *Archonias brassolis* (Fabricius, 1776)* | BLU, FLO |
| *Ascia monuste* (Linnaeus, 1764)* | FLO, JBA |
| *Colias lesbia* (Fabricius, 1775)* | RDS |
| *Dismorphia amphione* (Cramer, [1779])* | SC |
| *Dismorphia amphione astynome* (Dalman, 1823) | FLO |
| *Dismorphia astyocha* (Hübner, [1831]) | JBA, SEA |
| *Dismorphia crisia* (Drury, 1782)* | FLO, SC |
| *Dismorphia melia* (Godart, [1824]) | SC, SEA, BLU |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Dismorphia thermesia* (Godart, 1819)* | FLO, SEA |
| *Enantia clarissa* (Weymer, 1895) | BLU |
| *Enantia limnorina* (C. Felder & R. Felder, 1865) | BLU |
| *Enantia melite* (Linnaeus, 1763)* | JOI, SEA |
| *Eurema* sp. Hübner [1819] | O/C |
| *Eurema albula* (Cramer, 1775)* | FLO |
| *Eurema arbela* Geyer, 1832 | JBA |
| *Eurema elathea flavescens* (Chavannes, 1850) | FLO |
| *Glutophrissa drusilla* (Cramer, 1777)* | FLO |
| *Hesperocharis erota* (Lucas, 1852) | JBA |
| *Melete lycimnia petronia* Fruhstorfer, 1907 | FLO, SC |
| *Pereute swainsoni* (Gray, 1832) | JBA, RDS, SC |
| *Phoebis argante* (Fabricius, 1775) | COR, FLO, JBA |
| *Phoebis neocypris* (Hübner, [1823]) | JBA |
| *Phoebis philea* (Linnaeus, 1763) | FLO |
| *Phoebis sennae marcellina* (Cramer, 1777) | FLO |
| *Pyrisitia leuce* (Boisduval, 1836) | JBA |
| *Pyrisitia nise tenella* (Boisduval, 1836) | FLO |
| *Pieris* sp. Schrank, 1801 | JBA |
| *Rhabdodryas trite banski* (Breyer, 1939) | FLO, SC, BLU |
| *Theochila maenacte* (Boisduval, 1836)* | FLO |
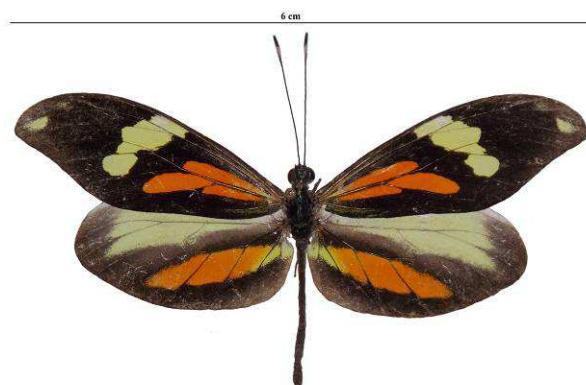
Figura 223. *Dismorphia astyocha.* Foto: E. Orlandin (2016).
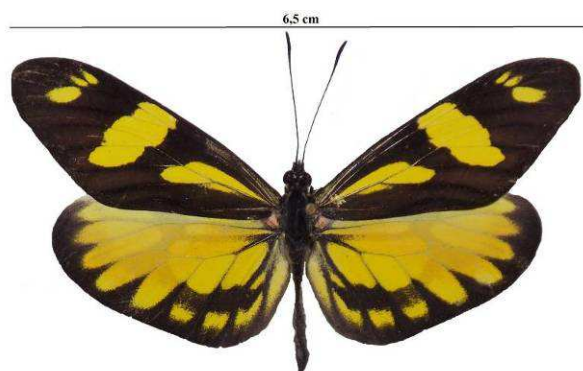
Figura 224. *Dismorphia melia* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 225. *Dismorphia melia* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
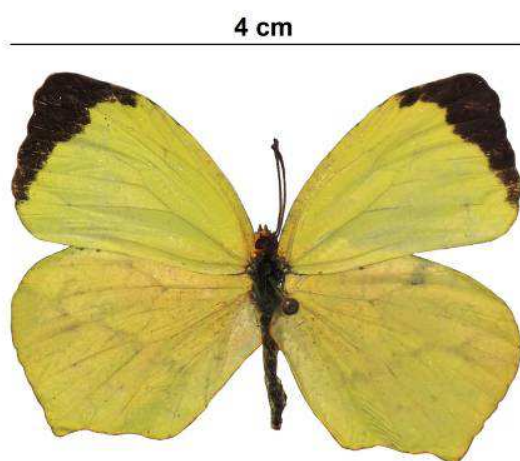
Figura 226. *Eurema arbela* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 227. *Eurema arbela* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
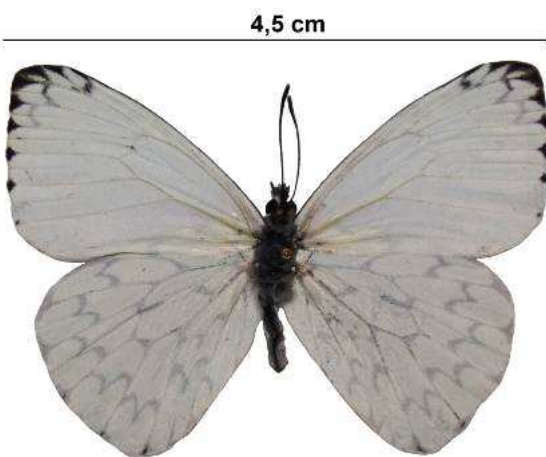
Figura 228. *Hesperocharis erota* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 229. *Hesperocharis erota* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
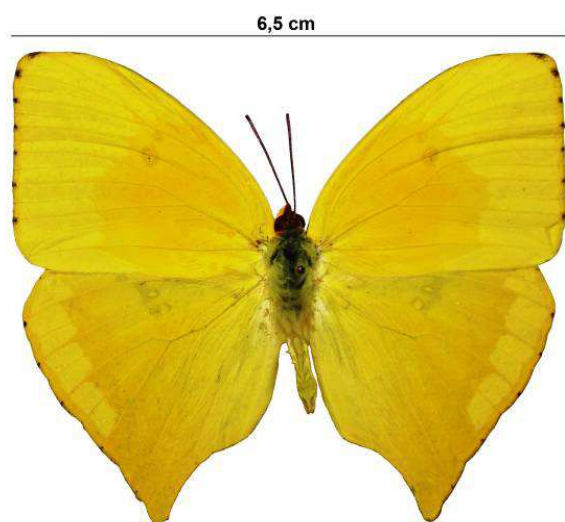
Figura 230. *Phoebis neocypris* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 231. *Phoebis neocypris* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
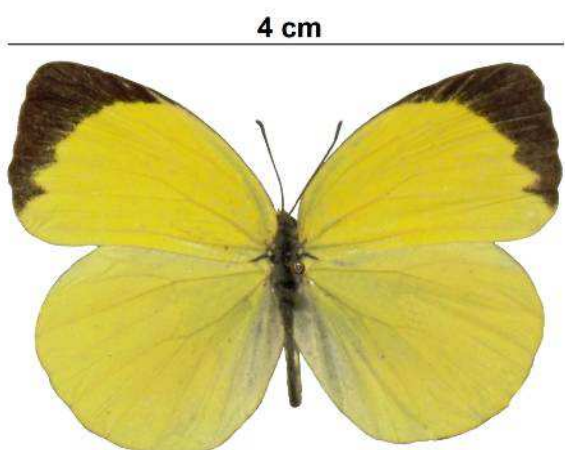
Figura 232. *Pyrisitia leuce* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
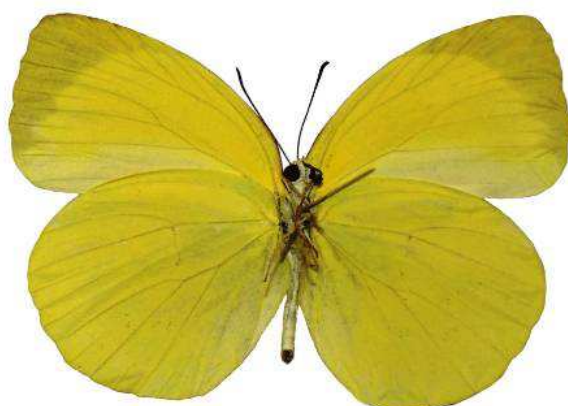
Figura 233. *Pyrisitia leuce* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 234. Pupas de *Pereute swainsoni.* Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 235. Pupa de *Pereute swainsoni.* Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 236. Adultos de *Pereute swainsoni* emergindo das pupas. Foto: E. Orlandin (2016).
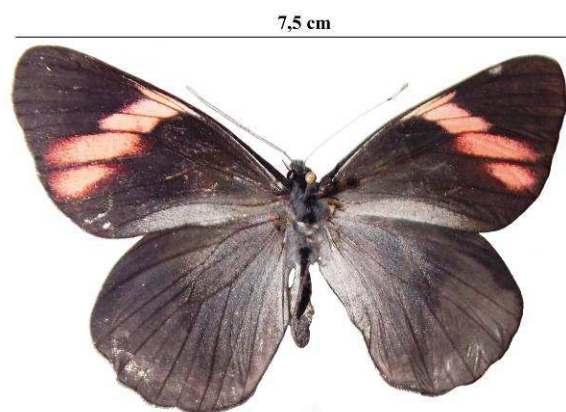
Figura 237. *Pereute swainsoni* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 238. *Pereute swainsoni* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2016).

# Família PYRALIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Mariposas pequenas de cores sombrias, sua envergadura varia entre 13 e 40 mm. No Brasil há o registro de aproximadamente 3.000 espécies, e no mundo há 16.500 espécies descritas, e muitas são consideradas de interesse econômico, por serem pragas agrícolas[8, 287].

Os adultos são principalmente noturnos, mas também podem ser crepusculares e eventualmente diurnos. As larvas se alimentam de plantas das famílias Burseraceae, Erythroxylaceae, Leguminosae, Rubiaceae e Vochysiaceae. Onde atacam raízes, folhas, sendo consideradas brocas ou minadores de folhas. Mas também podem atacar farinhas e restos de moagem de cereais, onde tecem galerias de seda para se abrigarem. Em alguns casos podem ser mirmecófilas ou aquáticas [8, 287 89].

Nava e colaboradores (2004)[288] estudando a biologia de *Deuterolytta majuscula* sobre abacateiro (*Persea americana*), verificaram que o desenvolvimento embrionário dura em média seis dias, a fase larval em média 20 dias, a fase pré-pupa dois dias e a fase de pupa 12 dias. Essa espécie coloca os ovos nas folhas dos abacateiros em grupos imbricados, ao que Nava e colaboradores (2004) )[288], consideram similar a "escamas de peixes". Ao eclodirem, as lagartas se agrupam, unindo folhas com fios de seda para se protegerem, porém quando crescem passam a ser solitárias. Quando ameaçadas se deixam cair no chão. Os machos adultos vivem em média 15 dias e as fêmeas adultas em média 14 dias.

Em Santa Catarina foi encontrado o registro de oito espécies de Pyralidae.

Tabela 19: Espécies de Pyralidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, BLU - Blumenau, JOI - Joinville. *- não há certeza se é uma espécie válida.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Cecidipta elphagealis* Schaus, 1934* | SC |
| *Diptychophora kuhlweini* Zeller, 1866 | SC |
| *Eldana saccharina* Walker, 1865 | SC |
| *Erupa nampa* Schaus, 1902 | SC |
| *Polygrammodes arpialis* Schaus, 1920 | JOI |
| *Rupela procula* Heinrich, 1937 | SC |
| *Semnia auritalis* (Hübner, 1823) | JBA |
| *Volatica hemirhodella* (Hampson 1901) | SC |

Figura 239. *Semnia auritalis.* Foto: E. Orlandin (2016).

## Família PSYCHIDAE

*Mario Arthur Favretto*

*Elton Orlandin*

Esta família é representada por mais de 1.200 espécies, em muitas delas apenas os machos apresentam a forma de mariposa (alados), podendo ter uma envergadura de 4 a 60 mm. Enquanto em algumas espécies as fêmeas adultas são neotênicas quanto à sua forma, ou seja, permanecem com a morfologia da larva. Estes lepidópteros formam um "cesto", construído com diferentes materiais (e.g. fragmentos de folhas) que carregam consigo, onde mantém oculto parte de seu corpo, daí advém o nome "bicho-cesto". Os machos usam esta estrutura quando são larvas e no caso das fêmeas, que mantêm a morfologia de larva, estas nunca saem do cesto[8, 11, 289].

Logo após a cópula a fêmea realiza a oviposição. Os ovos são cilíndricos, lisos e relativamente grandes, em comparação com o tamanho das fêmeas. São postos geralmente dentro do "cesto"[290]. Em alguns casos, como em *Perisceptis carnivora* (Psychidae encontrada no Panamá), os ovos são envoltos individualmente em pequenos casulos feitos a partir das cerdas abdominais da mãe, a fim de protegê-los de seus irmãos carnívoros[291].

As larvas emergem e se alimentam das cascas dos ovos, de ovos irmãos e em muitos casos dos restos da mãe. Após alguns dias saem do "cesto", tecem um fio de seda, e são dispersos pelo vento, encontrando assim uma planta hospedeira[290]. À medida que a lagarta cresce, aumenta o tamanho do "cesto" na parte superior, através da agregação de pequenos pedaços de folhas e nas lagartas mais desenvolvidas através de ramos pequenos e pecíolos[292]. Ao concluir seus instares larvais, a lagarta fixa firmemente o "cesto" ao substrato e empupa. A emergência do adulto se dá com o surgimento de um macho alado, e de uma fêmea, na maioria das espécies, neotênica[290].

As fêmeas adultas larvifomes (com morfologia de larva) são nuas, com escamas apenas no ápice do abdômen, sem pernas, sem antenas e sem peças bucais e atraem os machos por meio de feromônios. Apesar de não possuírem peças bucais, podem sobreviver até quatro meses, caso de *Oiketicus kirbyi*[11, 289]. O período embrionário de *Oiketicus kirbyi* é em média 43 dias, o período larval do macho em média 140 dias e da fêmea 151 dias, e o período de pupa em média 38 dias[292].

Figura 240. Exemplo de Psychidae. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 241. Exemplo de Psychidae. Foto: E. Orlandin (2016).

# Família PTEROPHORIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Pterophoridae é uma família de distribuição mundial, cuja diversidade de espécies é maior na região Paleártica (região biogeográfica que inclui a Europa, Norte da África, grande parte da Arábia e a Ásia, ao norte do Himalaia)[8]. Essa família possui 1.139 espécies conhecidas[293]. Sendo que destas, cerca de 200 são Neotropicais, e 100 ocorrem no Brasil[8].

Os adultos de Peterophoridae são geralmente pequenos, com envergadura alar de no máximo 20 mm. São facilmente reconhecidos devido a forma como ficam pousados, formando um "T." Suas asas são estreitas e franjadas, lembrando plumas. Muitas espécies apresentam coloração cinza clara, outras ainda, possuem manchas marrons ou faixas por todo o corpo[11, 293].

Na fase larval algumas espécies constroem abrigos enrolando folhas. Outras vivem de forma endofítica (dentro dos tecidos das plantas) ou ainda sobre a superfície de suas plantas hospedeiras. No caso de *Pterophorus volgensis* (espécie da Europa) suas larvas realizam a atividade de alimentação durante o dia e à noite[8, 294].

As larvas se alimentam de plantas de famílias arbustivas e herbáceas como Lamiaceae, Fabaceae, Plantaginaceae, Verbenaceae e Dipsacaceae[8]. A fase de pupa para *P. volgensis* pode durar de nove a 12 dias, e as larvas costumam empupar no chão, perto da planta hospedeira[294]. Os adultos costumam voar durante o crepúsculo ou durante a noite, mas há espécies que são diurnas[11].

Para o Brasil são desconhecidas espécies de importância econômica[8]. Porém há países em que algumas espécies são utilizadas no controle biológico de plantas daninhas[295, 296]. Para Santa Catarina foram encontradas registros de 10 espécies de Pterophoridae em trabalhos de Gielis (2006; 2011)[297, 298].

Figura 242. Exemplo de Pterophoridae. Foto: E. Orlandin (2016).

Tabela 20. Espécies de Pterophoridae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, SJOAQ - São Joaquim, SBA - Santa Barbara, BRU - Brusque, JS - Jaraguá do Sul, SEA - Seara.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Adaina thomae* (Zeller, 1877) | SC |
| *Exelastis pumilio* (Zeller, 1873) | SJOAQ |
| *Hellinsia glaphyrotes* (Meyrick, 1908) | SC |
| *Lioptilodes subantarcticus* Gielis, 1991 | SBA, SJOAQ |
| *Lioptilodes albistriolatus* (Zeller, 1877) | BRU |
| *Platyptilia semnopis* Meyrick, 1931 | JS |
| *Postplatyptilia parana* Gielis, 1996 | SC |
| *Postplatyptilia fuscicornis* (Zeller, 1877) | SJOAQ |
| *Sphenarches anisodactylus* (Walker, 1864) | SEA |
| *Stenoptilodes brevipennis* (Zeller, 1874) | SEA, SJOAQ, BRU |

# Família RIODINIDAE

*Emili Bortolon dos Santos*
*Mario Arthur Favretto*

No planeta já foram registradas 1.350 espécies de Riodinidae, sendo que a região Neotropical detém aproximadamente 95% de todas as espécies já descritas mundialmente (cerca de 1.300)[8, 299]. No estado de Santa Catarina já foram registradas 45 espécies de Riodinidae[7, 147, 202, 300-304]. A nomenclatura das espécies seguiu Pelham (2014). Esta família é dividida em cinco subfamílias: Styginae, Hamearinae, Euselasiinae, Corrachiinae e Riodininae[8].

Riodinidae provavelmente apresenta a maior diversidade de colorações, padrões, formatos e tamanhos dentre todas as famílias da ordem Lepidoptera. São borboletas pequenas que possuem coloração variada, podendo ter linhas ou manchas metálicas (daí deriva seu vernáculo no inglês: *metalmarks*). Geralmente o tamanho dessas borboletas varia de 12 a 60 mm. Quando elas pousam, as asas ficam, ora abertas, ora estendidas ao longo do corpo, podendo ficar semiabertas. Grande parte vive em ambientes que possuem vegetação densa, e voam por um período curto durante o dia, sendo que algumas espécies possuem voo rápido e as fêmeas podem voar muito alto[8, 89, 299].

Os Riodinidae são encontrados em uma ampla variedade de ambientes, desde lugares secos até florestas pluviais, entretanto, a maioria pode ser localizada em florestas tropicais. Muitas espécies possuem hábitos bem característicos, podendo ser encontrados apenas em determinadas horas do dia e em alguns meses do ano. Esse fato pode explicar o porquê de geralmente haver falta de exemplares dessa família nas coleções de Lepidoptera[299].

Os machos podem apresentar comportamento de corte ("*lekking*") bem específico, sendo que realizam esse ato apenas em alguns lugares, como topos de montanhas[299]. Em algumas espécies, os machos podem defender pequenos territórios, onde visitam diversas flores para se alimentar[305]. Na espécie *Synargis brennus,* as fêmeas realizam a oviposição no período vespertino em diversas partes da planta hospedeira, demonstrando a especificidade de horários que espécies desta família possuem, conforme mencionado anteriormente[306].

Nesta espécie, as larvas em seus primeiros ínstares de desenvolvimento, se alimentam de brotos de folhas e nos nectários da planta, principalmente durante à noite. Durante o dia, permanecem geralmente imóveis, para ficarem camufladas e não serem localizadas por

predadores. Fato similar ocorre em *Stalachtis susanna* cujas larvas se alimentam também principalmente à noite, mas também durante o começo da manhã e da noite, provavelmente em horários crepusculares[307].

Além disso, eventualmente as larvas maiores podem praticar canibalismo sobre as menores. Por isso, apesar das larvas em alguns casos formarem agregações quando estão sobre uma mesma planta hospedeira, ficam agrupadas com indivíduos nos mesmos instares (fases) de desenvolvimento larval e em folhas diferentes ou partes diferentes das folhas em que estão larvas de outros instares[306, 307].

Outras larvas de Riodinidae, caso de *Alesa amesis* podem se alimentar de secreções açucaradas de pulgões (Hemiptera) ou comer os pulgões. Neste caso nunca se alimentando de tecidos vegetais[308].

Nesse grupo há também forte presença de espécies que mimetizam outras e talvez seja o principal grupo que apresenta essa adaptação, podendo mimetizar principalmente espécies de Nymphalidae, Pieridae e Papilionidae. Apesar de se conhecer muito pouco sobre palatabilidade de riodinídeos, acredita-se que grande parte desse mimetismo é Batesiano. Pois esses insetos seriam considerados impalatáveis devido à semelhança com outros exemplares realmente repugnantes e não que eles mesmos sejam impalatáveis[299].

As espécies dessa família podem ser simbiontes com formigas (mirmecofilia). A partir dessa simbiose, as formigas recebem substâncias nutritivas advindas das glândulas larvais dessas borboletas e, em contrapartida, estas são protegidas de inimigos naturais. Em algumas espécies, essa interação é similar ao que ocorre com pulgões (Hemiptera: Aphididae), os ovos de Riodinidae são depositados sobre uma planta hospedeira e quando as larvas emergem são cuidadas e protegidas pelas formigas que se alimentam de suas secreções[306, 309, 310].

Já foi observado que algumas espécies de Riodinidae possuem associações facultativas com formigas. Por outro lado, outras espécies de Riodinidae, como é o caso de *Theope pieridoides*¸ apresentam interação simbiótica obrigatória com formigas, neste caso com o gênero *Azteca*[311]. Já *Aricoris propitia* com a espécie de formiga *Solenopsis saevissima.* Neste lepidóptero o desenvolvimento embrionário dura seis a sete dias, o desenvolvimento larval pode durar até 30 dias e a fase de pupa 10 a 12 dias, para então emergir o adulto[305]. Em *Synargis brennus* o desenvolvimento embrionário dura nove dias, o desenvolvimento larval até 29 dias, a fase pré-pupa três dias e a fase de pupa 11 dias, quando então emerge o adulto[306].

Tabela 21. Espécies de Riodinidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, SEA - Seara, FLO - Florianópolis, O/C - Ouro e Capinzal, JBA - Joaçaba, PIR - Piratuba, BLU - Blumenau, SB - São Bento do Sul, CUR - Curitibanos, JOI - Joinvelle, NB - Nova Bremen, LAC - Lacerdópolis. ** - não há certeza se é considerada uma espécie válida. ? - incerteza quanto a ocorrência da espécie.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Adelotypa* sp. | SEA |
| *Ancyluris pandama* Saunders, 1847 | SC |
| *Ancyluris aulestes pandama* (Saunders, 1850) | FLO |
| *Anteros renaldus notius* Stichel, 1911 | SC |
| *Aricoris constantius* (Fabricius, 1793) | FLO, JOI |
| *Aricoris monotona* (Stichel, 1910) | CUR, SB |
| *Aricoris propitia* (Stichel, 1910) | FLO |
| *Aricoris signata* (Stichel, 1910) | FLO |
| *Aricoris tutana* (Godart, [1824]) | CUR, JS, SB |
| *Barbicornis basilis* Godart, [1824] | O/C |
| *Calydia hemis* Schaus, 1927** | SC |
| *Caria castalia* (Ménétriés, 1855) | JOI |
| *Chamaelimnas briola* Bates, 1868 | O/C, SEA |
| *Chorinea licursis* (Fabricius, 1775) | JBA |
| *Cremna alector* (Geyer, 1837) | FLO |
| *Dachetola azara* (Godart, [1824]) | JS, JOI, NB |
| *Emesis fastidiosa* (Ménétrés, 1855) | FLO |
| *Emesis fattimella fattimela* (Westwood, 1851) | FLO |
| *Emesis mandana* (Cramer, 1780) | FLO |
| *Esthemopsis pherephatte teras* (Stichel, 1910) | SC |
| *Eurybia molochina molochina* Stichel, 1910 | SC |
| *Eurybia patrona promota* Stichel, 1910 ? | SC |
| *Eurybia pergaea* (Geyer 1832) | SEA |
| *Euselasia hygenius occulta* (Stichel, 1919) | FLO |
| *Ithomeis aurantiaca delecta* Stichel, 1910 | SC |
| *Juditha azan azan* (Westwood, [1850]) | BLU |
| *Lasaia agesilas* (Latreille, 1809) | FLO, O/C |
| *Lyropterix lyra* Saunders, 1830) | FLO |
| *Melanis melaniae* (Stichel, 1930) | SC |
| *Melanis xenia* (Hewitson, 1853) | SEA |
| *Melanis smithiae* (Westwood, 1851) | O/C, PIR, LAC |
| *Mesosemia odice* (Godart,1824) | FLO |
| *Napaea joinvilea* J. Hall & Harvey, 2005 | SC |
| *Napaea phryxe* (C. & R. Felder, 1865) | FLO |
| *Pachythone bicolor* (Godman & Salvin, [1886]) | JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Pheles plaumanni* Dolibaína & Dias, 2015 | SEA |
| *Pheles atricolor atricolor* (A. Butler, 1871) | JOI |
| *Pseudotinea hemis* (Schaus, 1927) | BLU |
| *Rhetus arcius amycus* Stichel, 1909 | SC |
| *Rhetus periander* Cramer, 1777 | SEA |
| *Riodina lycisca* (Hewitson, 1853) | SEA, O/C, PIR |
| *Symmachia menetas eurina* Schaus, 1902 | SC |
| *Symmachia nemesis* Le Cerf, 1958 | SC |
| *Synargis calyce* (C. Felder & R. Felder, 1862) | SEA |
| *Syrmatia nyx* (Hübner, [1817]) | SB |

Figura 243. *Barbicornis basilis.* Foto: E.B. Santos (2015).

Figura 244. *Chamaelimnas briola.* Foto: M.A. Favretto (2012).

Figura 245. *Lasaia agesilas.* Foto: M.A. Favretto (2012).
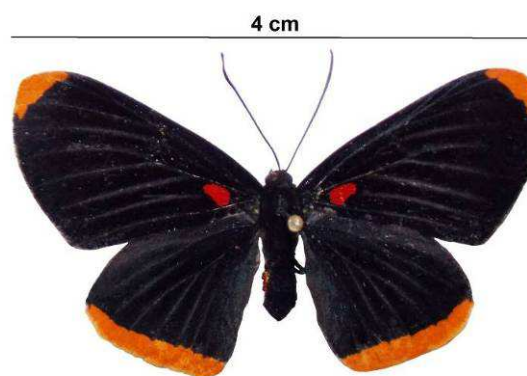
Figura 246. *Melanis smithiae*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 247. *Rhetus periander* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 248. *Rhetus periander* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 249. *Riodina lyscica*. Foto: M.A. Favretto (2012).
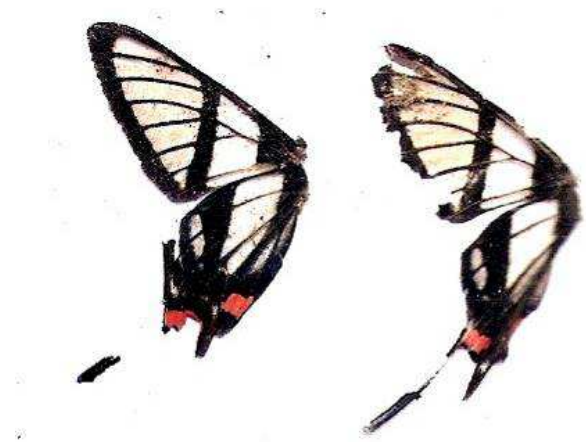
Figura 250. Asas de *Chorinea licursis*. Foto: M.A. Favretto (2010).

## Família SATURNIIDAE

*Emili Bortolon dos Santos*
*Mario Arthur Favretto*

No mundo já foram registradas cerca de 1500 espécies de Saturniidae, divididas em 165 gêneros que ocorrem em todo o globo, exceto em elevadas altitudes[153]. Cerca de 860 espécies dessa família são encontradas na região Neotropical, sendo que a subfamília Hemileucinae é a maior representante dessa região, com cerca de 630 espécies já registradas[312]. No Brasil há o registro de aproximadamente 400 espécies e em Santa Catarina já foram registradas 165 espécies[7, 8, 174, 313-321].

Esta família é caracterizada por mariposas geralmente muito proeminentes. Suas asas são amplas, possuindo padrões de coloração muito variados, geralmente apresentando manchas ocelares (manchas em formatos de olhos), com anéis concêntricos (daí deriva o nome da família, provavelmente uma alusão aos anéis do planeta Saturno), que provavelmente atua com ação anti-predadores. Nas asas pode haver áreas translúcidas contrastando com o resto da superfície alar coberta de escamas. A maioria dos gêneros é noturna, alguns podem se reproduzir nas primeiras horas da manhã, enquanto que poucas espécies são diurnas. Muitas espécies são polífagas, para uma espécie do gênero *Attacus* já foram registrados cerca de 90 gêneros em 48 famílias de plantas, que servem como alimento. No entanto, há alguns exemplares que são especialistas[89, 153].

Essa família inclui uma das maiores mariposas do planeta, *Attacus atlas*, com cerca de 30 centímetros de envergadura. Espécies grandes também são encontradas no Brasil, como por exemplo, *Rothschildia aurota*. O corpo desses insetos normalmente é pequeno, se comparado com suas asas. Os ovos são grandes, arredondados ou em formato de elipse, achatados ou comprimidos e as larvas podem ser confundidas com larvas de Nymphalidae. Pupas de algumas espécies podem ser protegidas por casulos de seda[8]. Enquanto outras se enterram, empupando sob o solo como forma de evitar a predação[89].

Algumas espécies dessa família possuem importância econômica (agricultura), enquanto outras estão relacionadas com dermatites e/ou reações alergênicas mais severas, como é o caso de *Lonomia obliqua*[9]. A forma imatura desse saturnídeo possui uma toxina que é responsável por muitos casos graves com seres humanos. Essa toxina pode causar acidentes hemorrágicos quando em contato com a pele; no momento em que as cerdas penetram em uma determinada parte do

corpo, a toxina pode já se espalhar para outras localidades[322-324].

Importante mencionar que a espécie *Hylesia nigricans* possui cerdas urticantes tanto no estágio larval quando na fase adulta. Ressalta-se que em criadouro, esta espécie tem um ciclo biológico de mais de 200 dias. Enquanto, *Automeris illustris* tem um ciclo de pouco mais de 120 dias, passando em média 11 dias no desenvolvimento embrionário, em média 80 dias como lagarta, quatro dias como pré-pupa e 19 dias como pupa. E em *Dirphia araucariae* o ciclo é de pouco mais de 140 dias. Na natureza, pode ser menor, devido às condições adversas que podem reduzir seu desenvolvimento[325-327].

As lagartas se alimentam de diversas espécies de plantas, 14 famílias para *H. nigricans*, 25 famílias para *Leucanella viridescens*, 28 famílias para *A. illustris*, principalmente Rosaceae, Salicaceae, Solanaceae, Lauraceae, Mimosaceae, Myrtaceae e Fabaceae[326-328]. Algumas lagartas durante o dia permanecem na parte ventral das folhas, provavelmente para não serem tão facilmente encontradas por predadores e evitar desidratação devido a contato com raios solares. Durante os períodos iniciais do desenvolvimento as larvas ficam reunidas em grupos; conforme se desenvolvem o tamanho desses grupos torna-se menor [326-329].

O tempo de vida de um adulto pode ser de 11 a 15 dias, caso de *Rothschildia jacobaeae*. Nesta espécie, as fêmeas podem fazer a postura dos ovos mesmo sem terem sido fecundadas. Às vezes, alguma fêmea pode ser fecundada logo após sair do casulo, e um macho pode fecundar até quatro fêmeas em dias seguidos[330]. Para *Automeris illustris* e *A. naranja* o tempo de vida é em média oito dias como adulto, um tempo curto, pois as espécies de algumas subfamílias de Saturniidae não se alimentam quando são adultas[327, 329].

A nomenclatura das espécies segue Siewert et al. (2010)[331] e Catalogue of Life.

Tabela 22. Espécies de Saturniidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, JOI - Joinville, BLU - Blumenau, SB - São Bento do Sul, SEA - Seara, COR - Corupá, UR - Urubici, JBA - Joaçaba, PAP - Papanduva, RN - localidade denominada de Rio Natal (T.R. Manley), LAG - Lages, BJS - Bom Jardim da Serra, SCE - Santa Cecília, RV - localidade denominada de Rio Vermelho. ** - não há certeza se é uma espécie considerada válida.

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Adelocephala nettia* (Schaus, 1921)** | JOI |
| *Adelocephala subfumata* (Schaus, 1921)** | JOI |
| *Adeloneivaia catharina* (Bouvier, 1927) | BLU, JOI, SB, SEA |
| *Adeloneivaia fallax* (Boisduval, 1872) | BLU, SB, SEA |
| *Adeloneivaia* sp. Travassos | COR, SEA |
| *Adeloneivaia subangulata subangulata* (Herrich-Schäffer, [1855]) | SB, SEA, UR |
| *Adelowalkeria flavosignata* (Walker, 1865) | BLU, JOI, SB, SEA, UR |
| *Adelowalkeria tristygma* (Boisduval, 1872) | SEA, COR, JOI, SB, UR |
| *Almeidella approximans* (Schaus, 1921) | JOI, SB, SEA |
| *Almeidella corrupta* (Schaus, 1913) | COR, JOI, SB, SEA |
| *Arsenura armida* (Cramer, 1779) | BLU, SB, SEA |
| *Arsenura biundulata* (Schaus, 1906) | SB, SEA, UR |
| *Arsenura orbignyana* (Guérin-Méneville, [1844]) | JBA, SEA |
| *Arsenura xanthopus* (Walker, 1855) | SB, SEA |
| *Automerella aurora* (Massen & Weiding, 1886) | SEA |
| *Automerella flexuosa* (C. & R. Felder, 1874) | JBA, SB, SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Automerella miersi* (Lemaire & C. Mielke, 1999) | UR |
| *Automeris basalis* (Walker, 1855) | SEA, UR |
| *Automeris beckeri* (Herrich-Schäffer, [1856]) | SB, SEA |
| *Automeris bilinea tamphilus* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Automeris castrensis* (Schaus, 1898) | PAP |
| *Automeris coronis* (Schaus, 1913)** | JOI |
| *Automeris illustris* (Walker, 1855) | BLU, COR, JBA, RN, SB, SEA |
| *Automeris inornata* (Walker, 1855) | BLU, JOI, SB, SEA |
| *Automeris melanops* (Walker, 1865) | BLU, JOI, SB |
| *Automeris muscula* (Vuillot, 1893) | LAG, SB, SEA, UR |
| *Automeris naranja* (Schaus, 1898) | JBA, SEA |
| *Automeris nebulosa* (Conte, 1906) | BLU, SEA, UR |
| *Automeris nubila* (Walker, 1855) | BLU, SB |
| *Automeris ovalina* (Conte, 1906) | SB, SEA |
| *Automeris obscura* (Schaus, 1900)** | BLU |
| *Automeris semicaeca* Schaus, 1932** | SC |
| *Automeris tristis* (Boisduval, 1875) | LAG, SB, SEA |
| *Automeris umbrosa lampei* (Lemaire, 2002) | SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Automeropsis umbrata* (Boisduval, 1875) | BLU, JOI, SEA, SB |
| *Caio romulus* (Maassen, 1869) | JOI, SB, SC, UR |
| *Callodirphia arpi* (Schaus, 1908) | JOI, SB, UR |
| *Catacantha ferruginea* (Draudt, 1929) | PAP, SB, SEA, UR |
| *Cerodirphia opis* (Schaus, 1892) | JOI, SB, SEA, UR |
| *Cerodirphia rubripes* (Draudt, 1930) | JOI |
| *Cerodirphia vagans* (Walker, 1855) | JOI, SEA, SB, UR |
| *Cerodirphia zikani* (Schaus, 1921) | SB, SEA |
| *Cicia nettia* (Schaus, 1921) | JOI, SB, SEA |
| *Citheronia aroa* (Schaus, 1896) | JOI, SB, SEA |
| *Citheronia brissotii brissotii* (Boisduval, 1868) | BLU, JOI, SB, SEA, UR |
| *Citheronia laocoon* (Cramer, 1777) | SEA, SB |
| *Citheronia phoronea* (Cramer, 1779) | SB |
| *Citioica anthonilis* (Herrich-Schäffer, [1854]) | SEA, SB |
| *Copaxa* sp. | JBA |
| *Copaxa decrescens* (Walker, 1855) | SEA, JOI, SB, SC |
| *Copaxa flavina flavina* (Draudt, 1929) | SEA, SB, UR |
| *Copaxa flavobrunnea* (Bouvier, 1930) | JOI, SB, UR |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Copaxa joinvillea* (Schaus, 1921) | JOI |
| *Copaxa multifenestrata* (Herrich-Schäffer, 1858) | SEA, COR |
| *Copaxa satellita* (Walker, 1855) | SEA, BLU, SB |
| *Copiopteryx derceto* (Maassen, [1872]) | JOI, SB, SC |
| *Copiopteryx jehovah* (Strecker, 1874) | SEA |
| *Copiopteryx sonthonnaxi* (E. André, 1905) | SEA, BLU, JOI, SB, SC |
| *Dirphia araucariae* (Jones, 1908) | JBA, SEA, SB, UR |
| *Dirphia baroma* (Schaus, 1906) | SEA, JOI |
| *Dirphia curitiba* (Draudt, 1930) | SB |
| *Dirphia dolosa* (Bouvier, 1929) | SEA, BLU, JOI, SB |
| *Dirphia fornax* (Druce, 1903) | BLU, SB |
| *Dirphia moderata* (Bouvier, 1929) | SEA |
| *Dirphia muscosa* (Schaus, 1898) | SEA, BLU, JOI, SB |
| *Dirphia parallela* Schaus, 1921 | JOI |
| *Dirphia picturata* Schaus, 1913 | JOI |
| *Dirphia ursina* Walker, 1855 | SEA |
| *Dirphia riograndensis* (C. Mielke & Moser, 2007) | BJS |
| *Dirphia tripicata* Johnson, 1937** | SC |
| *Dirphiopsis ayuruoca* (Foetterle, 1901) | SB, UR |
| *Dirphiopsis delta* (Foetterle, 1901) | SEA, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Dirphiopsis epiolina* (C. & R. Felder, 1874) | SEA, BLU, SB, UR |
| *Dirphiopsis lombardi* (Bouvier, 1930) | SEA, BJS |
| *Dirphiopsis multicolor* (Walker, 1855) | BLU, JOI, SB |
| *Dirphiopsis picturata* (Schaus, 1913) | JOI, SB |
| *Dirphiopsis trisignata* (C. & R. Felder, 1874) | SEA, SB, UR |
| *Dirphiopsis undulinea* (F. Johnson, 1937) | SB, SC |
| *Dirphiopsis wanderbilti* (Pearson, 1958) | JOI, SB |
| *Dysdaemonia brasiliensis (*W. Rothschild, 1906) | SEA |
| *Eacles bertrandi* (Lemaire, 1982) | UR |
| *Eacles ducalis* (Walker, 1855) | SEA, SB, UR |
| *Eacles imperialis magnifica* (Walker, 1855) | JBA, SEA, BLU, JOI, SB, UR |
| *Eacles lauroi* Oiticica, 1938 | SB, SEA |
| *Eacles mayi* (Schaus, 1920) | JOI |
| *Eacles penelope* Cramer, 1775 | SEA |
| *Eudyaria venata* (Butler, 1871) | UR |
| *Gamelia catharina* (Draudt, 1929) | BLU, JOI, SB, SEA |
| *Gamelia remissoides* (Lemaire, 1967) | SB, SEA, UR |
| *Heliconisa pagenstecheri* (Geyer, [1835]) | BLU, LAG, SB, SCE, UR |
| *Hidripa paranensis* (Bouvier, 1929) | JOI, SB, SEA |
| *Hidripa perdix* (Maassen & Weyding, 1885) | SEA, JOI, SB |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Hidripa taglia* (Schaus, 1896) | SEA |
| *Hylesia corevia* (Hübner, [1825]) stat. rev. | SB, SEA |
| *Hylesia falcifera* (Hübner, [1825]) | SB |
| *Hylesia metapyrrha* (Walker, 1855) | SB, SEA, UR |
| *Hylesia munonia* Schaus, 1927 | SB |
| *Hylesia nanus* (Walker, 1855) | BLU, SB |
| *Hylesia nigricans* (Berg, 1875) | SEA, UR |
| *Hylesia oratex* (Dyar, 1913) | UR |
| *Hylesia rufex* (Draudt, 1929) | JOI, SB, SEA |
| *Hylesia scortina* (Draudt, 1929) | SB, SEA |
| *Hylesia subcana* (Walker, 1855) | LAG |
| *Hylesia vindex* (Dyar, 1913) | SB, UR |
| *Hyperchiria incisa* (Walker, 1855) | COR, JBA, RN, SEA, BLU, JOI, SB, UR |
| *Hyperchirioides bulaea* (Maassen & Weyding, 1885) | LAG, SB, SEA |
| *Ithomisa catherina* (Schaus, 1896) | SB, SCE, UR, SC |
| *Leucanella* sp. | JBA |
| *Leucanella gibbosa (*Conte, 1906) | COR, JOI, RN |
| *Leucanella heisleri* (Jones, 1908) | JOI, SB, UR |
| *Leucanella janeira* (Westwood, [1854]) | SB, UR |
| *Leucanella memusae gardineri* (Lemaire, 1973) | SEA |
| *Leucanella viridescens viridescens* (Walker, 1855) | BLU, JOI, SB, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SEA, UR |
| *Lonomia obliqua* (Walker, 1855) | JOI, SB, SEA, UR |
| *Lonomia* sp. | JBA |
| *Lonomia electra* Druce, 1886 | COR, SEA |
| *Loxolomia serpentina* (Maassen, 1869) | JOI, SB |
| *Molippa convergens* (Walker, 1855) | SB, SEA |
| *Molippa cruenta* (Walker, 1855) | COR, JBA, JOI, SB, SEA |
| *Molippa sabina* (Walker, 1855) | COR, JOI, SB, UR |
| *Molippa simillima* (Jones, 1907) | COR, SB, SEA |
| *Molippa strigosa* (Maassen & Weyding, 1885) | LAG |
| *Neocarnegia basirei (*Schaus, 1892) | BLU, SB, SEA |
| *Oiticella brevis* (Walker, 1855) | SEA |
| *Oiticella convergens* (Herrich-Schäffer, [1855]) | JOI, SB, SEA |
| *Oiticella luteciae* (Bouvier, 1924) | BLU, JOI, SB, SEA, UR |
| *Othorene cadmus* (Herrich-Schäffer, [1854]) | SB |
| *Othorene corrupta* Schaus** | JOI |
| *Othorene purpurascens* (Schaus, 1905) | BLU, JOI, SB, SEA, UR |
| *Oxytenis bicornis* (Jordan, 1924) | SB |
| *Oxytenis modestia* (Cramer, 1780) | RV |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Paradaemonia mayi* (Jordan, 1922) | BLU, JOI, SB |
| *Paradaemonia meridionalis* (Camargo, O. Mielke & Casagrande, 2007) | JOI, SB, UR |
| *Paradaemonia orsilochus* (Maassen, 1869) | SB, UR |
| *Paradaemonia* sp. Bouvier | SEA |
| *Paradaemonia thelia* (Jordan, 1922) | SEA |
| *Periga circumstans* (Walker, 1855) | BLU, SB, SEA |
| *Periga falcata* (Walker, 1855) | SB |
| *Periphoba parallela* (Schaus, 1921) | JOI |
| *Prohylesia zikani* (Draudt, 1929) | JOI, SB, SEA |
| *Prohylesia rosalinda* (Draudt, 1929) | JOI |
| *Pseudautomeris brasiliensis* (Walker, 1855) | JOI |
| *Pseudautomeris coronis* (Schaus, 1913) | JOI, SB, SEA |
| *Pseudautomeris erubescens* (Boisduval, 1875) | JOI |
| *Pseudautomeris grammivora* (Jones, 1908) | RN, SB, SEA, UR |
| *Pseudautomeris hubneri* (Boisduval, 1875) | SEA |
| *Pseudautomeris luteata* (Walker, 1865) | SB |
| *Pseudautomeris stawiarskii* (Gagarin, 1936) | SB, SCE, UR |
| *Pseudautomeris subcoronis* (Lemaire, 1967) | SB, SEA |
| *Pseudodirphia catarinensis* (Lemaire, 1975) | SB |
| *Procitheronia principalis* (Walker, 1855) | JOI, SB |
| *Procitheronia purpurea* (Oiticica, 1942) | SB, SEA, JBA |
| *Ptiloscola cinerea* (Schaus, 1900) | BLU, JOI, SB, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SEA |
| *Rhescyntis hippodamia gigantea* (Bouvier, 1930) | JOI, SB |
| *Rhescyntis pseudomartii* (Lemaire, 1976) | BLU, JOI, SB, SEA |
| *Rothschildia arethusa arethusa* (Walker, 1855) | BLU, JOI, LAG, SB, SEA, UR, JBA |
| *Rothschildia aurota speculifera* (Walker, 1855) | JOI, LAG SB, SEA, UR, JBA |
| *Rothschildia belus* (Maassen, [1873]) | SEA |
| *Rothschildia hesperus betis* (Walker, 1855) | SB |
| *Rothschildia hesperus lutea* (Jordan, 1911) | SEA |
| *Rothschildia hoppferi* (C. & R. Felder, 1859) | JOI, SB, SEA, UR, SC |
| *Rothschildia jacobaeae* (Walker, 1855) | BLU, JBA, JOI, SB, SEA, UR |
| *Rothschildia mussehli* Schaus, 1941** | SC |
| *Schausiella arpi* (Schaus, 1892) | SB |
| *Schausiella janeira* (Schaus, 1892) | JOI |
| *Scolesa totoma* (Schaus,1900) | LAG, SB, SEA, UR |
| *Scolesa viettei* (Travassos, 1959) | LAG, SB, SEA, UR |
| *Syssphinx molina* (Cramer, 1780) | JOI, SB, SEA, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | UR |
| *Titaea tamerlan tamerlan* (Maassen, 1869) | BLU, JOI, SB |
| *Travassosula subfumata* (Schaus, 1921) | JOI, SB, SEA |

Figura 251. *Adeloneivaia fallax*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 252. *Adelowalkeria* sp. Foto: E. Orlandin (2015).
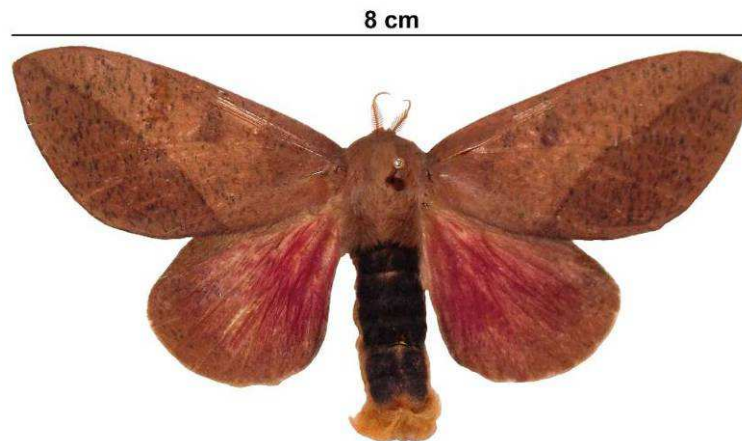
Figura 253. *Adeloneivaia* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 254. *Arsenura armida*. Foto: E. Orlandin (2015).
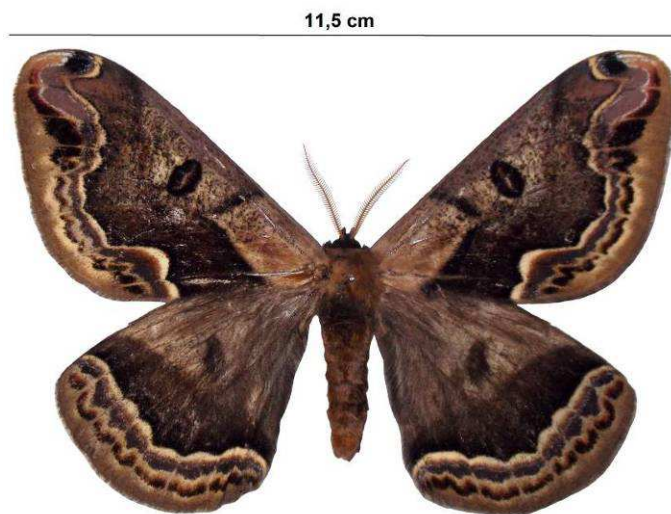
Figura 255. *Arsenura orbygniana*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 256. *Automeris naranja*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 257. *Automeris illustris* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 258. *Automeris illustris* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 259. *Citheronia brissotii*, fêmea acima, macho abaixo. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 260. *Citheronia laocoon*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 261. *Copaxa satellita*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 262. *Copaxa* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 263. *Dirphia araucariae*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 264. *Dirphia muscosa*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 265. *Eacles ducalis*. Foto: E. Orlandin (2015).
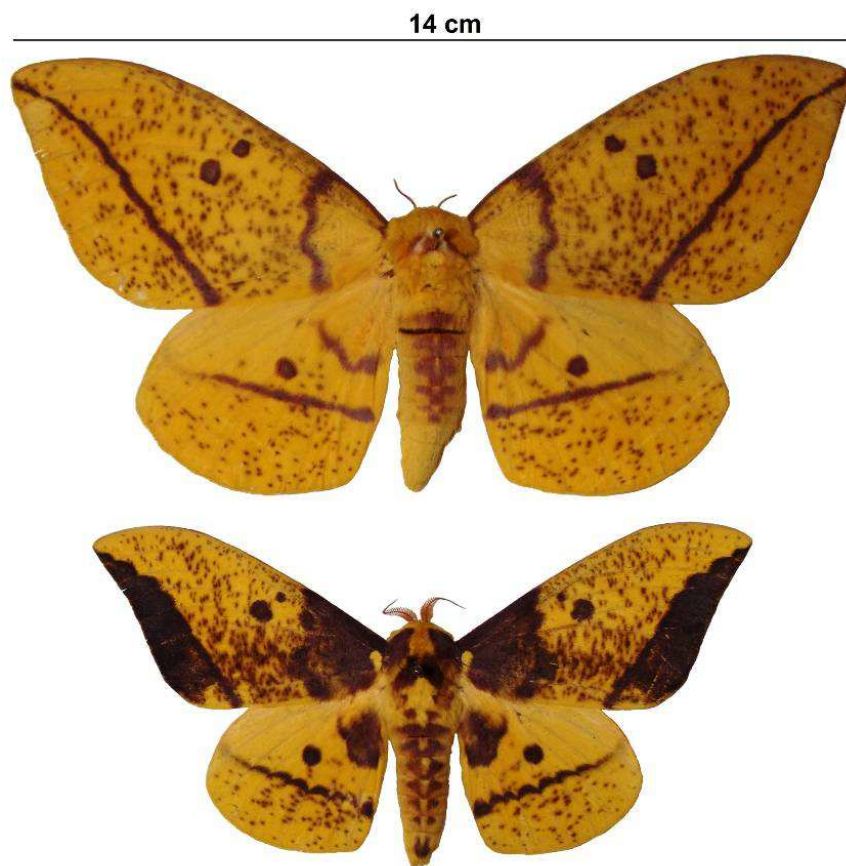
Figura 266. *Eacles imperialis* fêmea acima, macho abaixo. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 267. *Hylesia rufex*. Foto: E. Orlandin (2015).
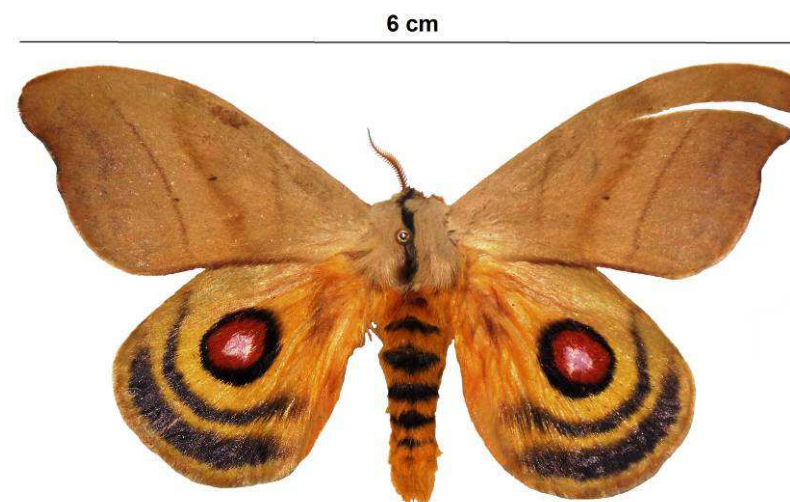
Figura 268. *Hyperchiria incisa*. Foto: E. Orlandin (2015).
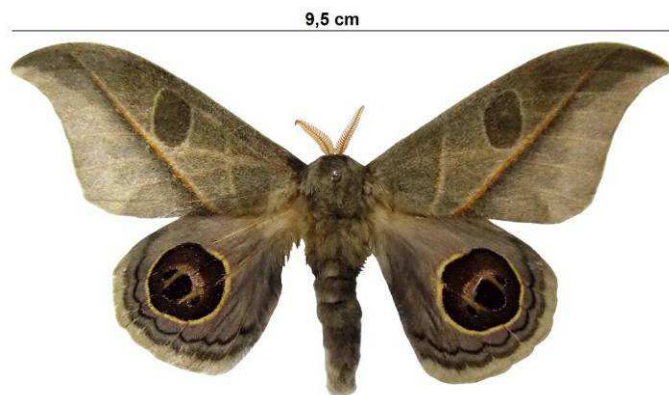
Figura 269. *Leucanella* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 270. *Lonomia obliqua*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 271. *Molippa* sp. Foto: E. Orlandin (2015).
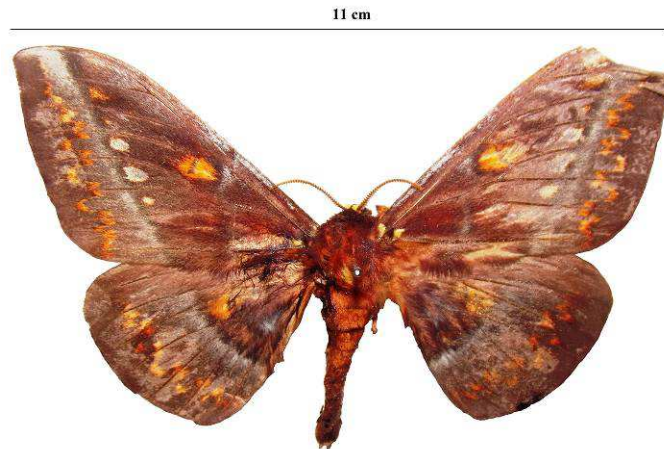
Figura 272. *Procitheronia purpurea*. Foto: E. Orlandin (2016).
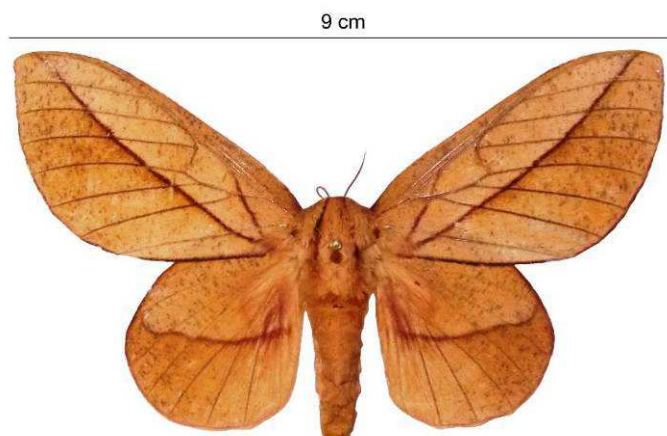
Figura 273. *Oiticella brevis.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 274. *Othorene purpurascens.* Foto: E. Orlandin (2015).
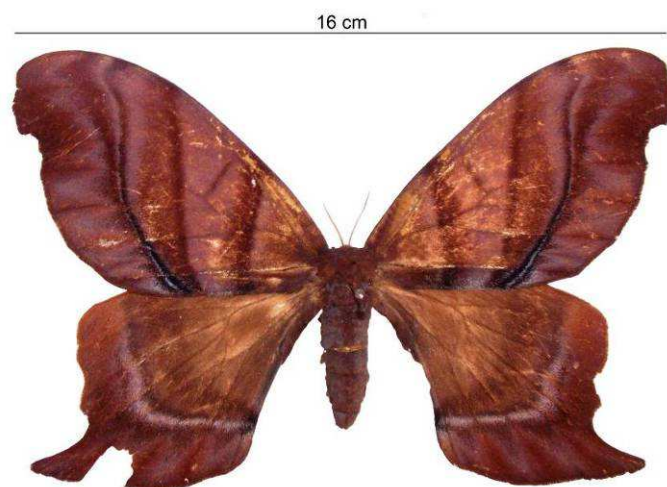
Figura 275. *Paradaemonia* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

15 cm
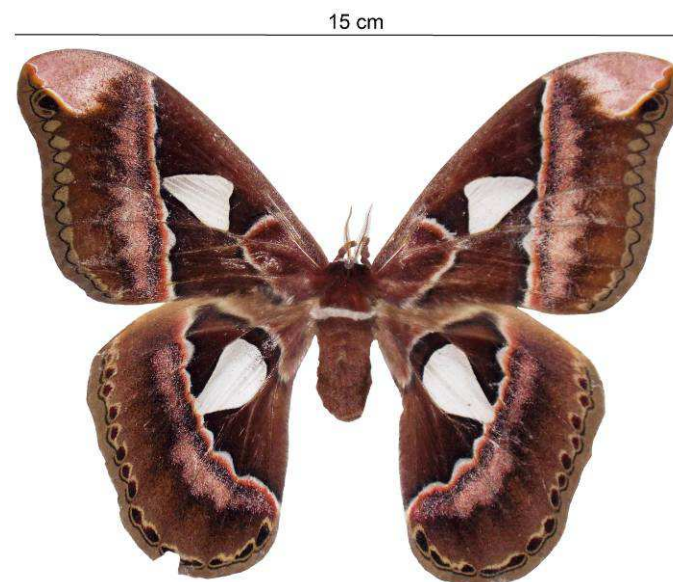
Figura 276. *Rothschildia aurota*. Foto: E. Orlandin (2015).
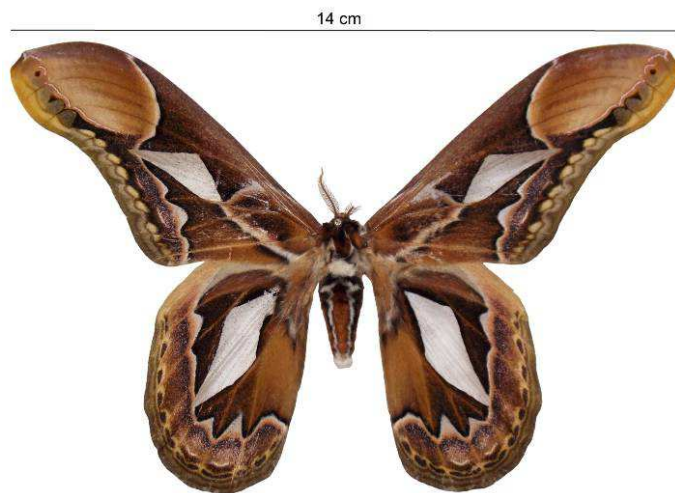
Figura 277. *Rothschildia hoppferi*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 278. *Syssphynx molina*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 279. Lagarta de *Arsenura* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 280. Lagarta de *Automeris illustris*. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 281. Lagarta de *Dirphia* sp. Foto: E.B. dos Santos (2010).

Figura 282. Lagarta de *Eacles* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 283. Lagarta de *Citheronia brissotii*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 284. Lagarta de *Citheronia laocoon* nos ínstares iniciais de desenvolvimento. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 285. Lagarta de *Citheronia laocoon* nos ínstares finais de desenvolvimento. Foto: E. Orlandin (2015).
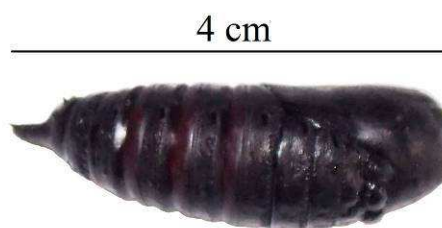
Figura 286. Pupa de *Citheronia laocoon*. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 287. Lagarta de *Leucanella* sp. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 288. Lagarta de *Rothschildia aurota* – ínstares iniciais. Foto: E. Orlandin (2016).

Figura 289.Lagarta de *Rothschildia aurota* – último ínstar. Foto: E. Orlandin (2016).

# Família SESIIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

A família Sesiidae possui 1325 espécies descritas. Os adultos são de pequeno a médio porte, com envergadura alar entre 15 e 50 mm[9]. As asas posteriores são geralmente transparentes, o corpo é de cor escura com faixas amarelas, laranjas ou avermelhadas, podendo ter marcações no abdômen, nas pernas, ou em ambos. Essa coloração, e a forma como essas mariposas se alimentam sorvendo o néctar, dão a esses lepidópteros incríveis semelhanças com vespas (Hymenoptera), e assim, apesar de serem inofensivas, acabam enganando eventuais predadores[332], um típico caso de mimetismo batesiano[8, 9]. Possuem hábitos diurnos, geralmente matutinos[9]. Os adultos são visitantes florais de várias famílias, no entanto, por voarem muito rápido, são pouco observados na natureza[8].

Muitas larvas são de importância econômica por atacarem diversas plantas frutíferas[9]. Outras ainda são indutoras de galhas, ou podem se alimentar como inquilinas dentro de galhas de outros insetos[332]. Para o Brasil a fauna destas mariposas constitui-se de aproximadamente 150 espécies[8], sendo que os poucos estudos são centrados na caracterização de algumas espécies que atacam frutos de pequizeiro (*Caryocar brasiliense*: Caryocaraceae), na região do Cerrado[333, 334], ou ainda na caracterização de *Carmenta foraseminis* (Sesiidae), nova praga que vem atacando os frutos de cacau (*Theobroma cacao*) no Brasil[335].

É possível citar o estudo sobre biologia de *Chamaesphecia schizoceriformis,* do Irã. Karimpour e colaboradores (2007)[336] verificaram que o acasalamento desta espécie ocorre durante a manhã, 24 horas após os adultos terem saído da pupa. A oviposição começa pouco após o acasalamento, com exposição a um período de luz de 16 horas. A longevidade das fêmeas é em média de cinco dias, e colocam em média 205 ovos; na natureza esses ovos são colocados de forma isolada.

Ainda sobre esta espécie, o período de desenvolvimento embrionário leva em média 10 dias, passam então o outono e inverno como larvas, se alimentando como brocas em raízes e caules das plantas hospedeiras. A fase de pupa dura em média 14 dias e os adultos emergem durante os períodos mais quentes do ano[336].

Para Santa Catarina há apenas o registro de uma espécie de Sesiidae no município de Seara[7]: *Melittia umbrosa* Zukowsky 1937.

# Família SPHINGIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família possui 1230 espécies descritas no mundo, com as regiões tropicais das Américas, África e Ásia possuindo a maior biodiversidade[337]. Na região Neotropical ocorrem 400 espécies[8].

Os lepidópteros dessa família possuem geralmente porte mediano a grande, podendo atingir até 20 cm de envergadura, com corpo fusiforme (mais espesso no centro e atenuando-se rumo às extremidades) e robusto, asas longas, triangulares e estreitas. Possuem antenas fortes, quase sempre terminadas em um pequeno gancho. Cabeça muito desenvolvida com olhos proeminentes, possuem uma espirotromba (probóscide) muito desenvolvida (longa), algumas vezes alcançando o dobro ou o triplo do comprimento do corpo. As asas anteriores são maiores do que as posteriores[338-340].

Os ovos são arredondados e postos isoladamente, ou em grupos de dois ou três, na parte superior de folhas de vegetais. As larvas são cilíndricas com o tegumento glabro, liso, enrugado ou granulado; geralmente com coloração críptica uniforme, ou seja, de forma a camuflar-se no ambiente. Eventualmente com colorações vivas e brilhantes, assim como com partes de coloração similares a olhos. Nas últimas fases de desenvolvimento essas lagartas mudam de cor, adquirindo coloração parda escura. As larvas ainda possuem uma projeção na região dorsal similar a uma espora[8, 89, 339, 340].

Quando as larvas estão em repouso, muitas vezes ficam com a parte anterior do corpo ereta, eventualmente durante longos períodos de tempo, o que levou Linnaeus a lembrar-se da postura da grande estátua egípcia da Esfinge, e assim dar o nome *Sphinx* para o gênero tipo desta família. Ainda relacionada às larvas, quando são ameaçadas, podem realizar movimentos bruscos com a parte anterior do corpo, numa tentativa de afugentar um possível predador [89, 338].

As larvas vivem sozinhas, e entram na forma de pupa sem tecer um casulo, mas formam um abrigo com folhas presas por fios de seda. Empupam enterrando-se e formando o abrigo de folhas a alguns centímetros de profundidade (até 15 cm) ou na superfície do solo[8, 89, 338]. No caso da espécie *Perigonia lusca*, cujas larvas podem se alimentar de erva-mate (*Ilex paraguariensis*) as pupas podem ser encontradas a pouca profundidade no solo abaixo da projeção da copa distante, em média 40 cm da planta hospedeira[341].

Muitas de suas larvas são consideradas pragas agrícolas, enquanto que os adultos desempenham um importante papel como polinizadores, podendo transportar pólen de uma planta a outra em distâncias até maiores que 400 m[8].

As espécies de Sphingidae possuem diferentes hábitos, com algumas espécies sendo ativas durante o crepúsculo, outras durante a noite e outras durante o dia. O voo de algumas espécies lembra muito o de um beija-flor, quando se alimentam de néctar em flores, e até mesmo a coloração de algumas espécies de Sphingidae (e.g. *Aellopos*) é similar com a de alguns beija-flores do gênero *Lophornis*[89, 338]. Porém, a maioria das espécies é noturna, as flores que visitam geralmente são de cores pálidas e emitem odor durante a noite para atrair estas mariposas[339].

Estes lepidópteros visitam as seguintes famílias vegetais: Amaryllidaceae, Apocynaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Bombacaceae, Boraginaceae, Cactaceae, Capparidaceae, Convolvulaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Gesneriaceae, Loranthaceae, Lythraceae, Martyniaceae, Myrtaceae, Mimosaceae, Onagraceae, Orchidaceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Solanaceae e Tiliaceae[8, 342].

Em estudo realizado no sudeste do Brasil, tipos polínicos (pólen) de 60 espécies de plantas foram encontrados em espécies de Sphingidae, indicando que as mariposas desta família visitam uma grande variedade de plantas em busca de néctar. Sendo que os vegetais que interagiram com maior número de espécies de Sphingidae foram *Inga* sp. (Fabaceae), *Guettarda viburnoides* (Rubiaceae), Asteraceae e Myrtaceae[343].

Paluch e colaboradores (2013)[344] estudaram a biologia de *Isognathus allamandae* em cativeiro, que não ocorre em Santa Catarina, mas permite conhecer um pouco mais sobre esta família. Estes pesquisadores verificaram que quando os adultos emergiram da pupa, após 48 h, a fêmea já realizou a primeira postura de ovos (107 ovos), as larvas emergiram dos ovos após quatro a seis dias. E o ciclo biológico durou em média 43 dias, com novos adultos emergindo das pupas no início do inverno.

Foram registradas 95 espécies de Sphingidae no estado de Santa Catarina. Além das espécies apresentadas por Piovesan et al. (2014)[7], foram inclusos registros adicionais por meio de consulta aos registros da Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure, disponíveis no site SpeciesLink[345] e do trabalho de Miller & Hausmann (1999)[346]. A lista de espécies seguiu a nomenclatura de Siewert & Silva (2010)[347] e Martin (2015)[348].

Tabela 23. Espécies de Sphingidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, JBA - Joaçaba, PS - Ponte Serrada, CAM - Camboriú, TC - Trombudo Central, BRU - Brusque, BLU - Blumenau, JOI - Joinville, O/C - Ouro e Capinzal, SEA - Seara, TI - Tijucas, PAN - Ponte Alta do Norte/Curitibanos, ITA - Itaiópolis, ITU - Ituporanga, SB - São Bento do Sul, BRU - Brusque, CORU - Corupá, UR - Urubici, XAN - Xanxerê, MAF - Mafra, FAX - Faxinal dos Guedes, PAP - Papanduva, CO - Concórdia. *- espécies que provavelmente possui subespécies que ocorrem no estado que não foram identificadas.

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Adhemarius eurysthenes* (R. Felder, 1874) | JBA, PS, TC, JOI, SB, PAP, BRU |
| *Adhemarius gagarini* (Zikán, 1935) | JOI |
| *Adhemarius gannascus* (Stoll, 1790) | JBA, BRU, CORU, JOI, SB, SC |
| *Adhemarius palmeri* (Boisduval, [1875]) | BLU, BRU, JOI, SB |
| *Aellopos ceculus* (Cramer, 1777) | BLU, JOI, SB |
| *Aellopos fadus* (Cramer, 1776) | SB, BLU |
| *Aellopos tantalus* (Linnaeus, 1758) | CAM, SB |
| *Aellopos titan* (Cramer, [1777]) | JBA, SEA, SB, PAN |
| *Agrius cingulata* (Fabricius 1775) | SB |
| *Aleuron carinata* (Walker, 1856) | JOI, BLU |
| *Aleuron chloroptera* (Perty, [1833]) | JOI |
| *Aleuron iphis* (Walker, 1856) | JOI |
| *Aleuron neglectum* Rothschild & Jordan, 1903 | JOI |
| *Callionima grisescens* (Rothschild, 1894) | CORU |
| *Callionima innus* (Rothschild & Jordan, 1903) | BC, BLU, BRU, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SB, |
| *Callionima nomius* (Walker, 1856) | BRU, JOI |
| *Callionima parce* (Fabricius, 1775) | BLU, BRU, O/C |
| *Callionimia pan* | SEA, SB |
| *Chlaenogramma muscosa* Jones, 1908 | SEA, XAN |
| *Cocytius affinis (=Amphonyx rivularis* Butier, 1875*)* | SB |
| *Cocytius (=Amphonyx) antaeus* (Drury, 1773) | SEA, CO, SB |
| *Cocytius (=Amphonyx) beelzebuth* (Boisduval, [1875]) | BLU, BRU, SB |
| *Cocytius (=Amphonyx) duponchel* (Poey, 1832) | BLU, BRU, JOI |
| *Cocytius (=Amphonyx) lucifer* (Rothschild & Jordan, 1903) | BLU, JBA, SEA, SB, CORU |
| *Cocytius (=Amphonyx) mephisto* Haxaire & Vaglia, 2002 | JBA, SC |
| *Eumorpha analis* (Rothschild & Jordan, 1903) | JBA, BLU, BRU, CORU, SB |
| *Eumorpha anchemolus* (Cramer, 1780) | BLU, JOI, SB |
| *Eumorpha fasciatus* (Sulzer, 1776) | SB, SC, BRU |
| *Eumorpha labruscae* (Linnaeus, 1758) | SB |
| *Eumorpha megaeacus* (Hubner, 1816) | JOI |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Eumorpha obliquus* (Rothschild & Jordan, 1903) | SB, SC, CORU |
| *Eumorpha satellitia* (Linnaeus, 1771)* | JBA, SB, JOI |
| *Eumorpha translineatus* (Rothschild, 1895) | SC, SB |
| *Eumorpha vitis* (Linnaeus, 1758) | SB, SC |
| *Eupyrrhoglossum sagra* (Poey, 1832) | JOI |
| *Enyo cavifer* (Rothschild & Jordan, 1903) | BLU, JOI |
| *Enyo gorgon* (Cramer, 1777) | BLU, SEA, JOI |
| *Enyo japix descrepans* (Walker, 1856) | BLU |
| *Enyo lugubris* (Linnaeus, 1771) | BLU. ITA, SB |
| *Enyo ocypete* (Linnaeus, 1758) | BRU, JOI |
| *Erinnyis alope* (Drury, 1770) | BLU, BRU |
| *Erinnyis crameri* (Schaus, 1898) | BLU |
| *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) | BLU, BRU, JBA |
| *Erinnyis lassauxi* (Boisduval, 1859) | SB, JOI, CORU |
| *Erinnyis obscura* (Fabricius, 1775) | BRU, SEA, SB |
| *Hemeroplanes longistriga* (Rothschild & Jordan, 1903) | SB |
| *Hemeroplanes triptolemus* (Cramer, 1779) | JOI |
| *Hyles euphorbiarum* (Guerin-Meneville & Percheron, 1835) | SB |
| *Madoryx plutonius plutonius* (Hübner, [1819]) | BRU |
| *Madoryx oiclus* (Cramer, 1780) | BLU, JOI |
| *Manduca albiplaga* (Walker, 1856) | SEA, SB, CORU |
| *Manduca armatipes* (Rothschild & Jordan, 1916) | SEA |

| Espécie | Município |
|---|---|
| *Manduca brasiliensis* (Jordan, 1911) | CORU, SB |
| *Manduca dalica* (Kirby, 1877) | SB |
| *Manduca diffissa petuniae* (Boisduval, [1875]) | SEA |
| *Manduca florestan* (Stoll,1782) | JOI, SEA, SB |
| *Manduca incisa* (Walker, 1856) | JOI, SB |
| *Manduca lefeburei* (Guérin-Ménéville, [1844]) | BRU, SB |
| *Manduca lucetius* (Cramer, 1780) | SEA |
| *Manduca rustica rustica* (Fabricius, 1775) | BRU |
| *Manduca sexta paphus* (Cramer, 1779) | ITA, SB |
| *Manduca* sp. | JBA |
| *Neococytius cluentius* (Cramer, 1775) | TI, SB |
| *Nyceryx alophus* (Boisduval, [1875]) | SEA, UR |
| *Nyceryx continua* (Walker, 1856) | JBA |
| *Nyceryx nictitans* (Boisduval, 1875) | SB |
| *Orectas lycidas* (Boisduval, 1875) | SB, CORU |
| *Pachygonidia hopfferi* (Staudinger, 1875) | SC |
| *Pachygonidia mielkei* Cadiou, 1997 | JOI |
| *Pachylia ficus* (Linnaeus, 1758) | JOI, SEA, SB |
| *Pachylia parceta* Druce, 1881 | SB |
| *Pachylioides resumens* (Walker, 1856) | BRU, JOI, SB |
| *Perigonia stulta* Herrich-Schaffer, 1854 | SB, JOI |
| *Phryxus caicus* (Cramer, [1777]) | SEA, FAX |
| *Protambulyx eurycles* (Herrich-Schaffer, 1854) | SB, JOI |
| *Protambulyx strigilis* (Linnaeus, 1771) | BLU, BRU, JOI, |

| Espécie | Município |
|---|---|
| | SB |
| *Pseudosphinx tetrio* (Linnaeus, 1771) | BLU |
| *Sphinx justiciae* (Walker, 1856) | BLU, SB, MAF |
| *Unzela japix* (Cramer, 1776) | JOI |
| *Xylophanes anubus* (Cramer, 1777) | BLU, SB, SC |
| *Xylophanes ceratomioides* (Grote & Robinson, 1967) | BLU, BRU, SB |
| *Xylophanes chiron* (Drury, 1771) | BLU, BRU, SEA, ITA, ITU, SB, JOI |
| *Xylophanes elara* (Druce, 1878) | JOI, BRU |
| *Xylophanes eumedon* (Boisduval, 1875) | SB |
| *Xylophanes fosteri* (Rothschild & Jordan, 1906) | SEA |
| *Xylophanes hydrata* (Rothschild & Jordan, 1903) | BRU |
| *Xylophanes indistincta* (Closs, 1915) | SEA |
| *Xylophanes isaon* (Boisduval, [1875]) | SEA. ITA, SB |
| *Xylophanes pistacina* (Boisduval, [1875]) | SEA, SB |
| *Xylophanes pluto* (Fabricius, 1777) | SEA, SB |
| *Xylophanes porcus continentalis* (Rothschild & Jordan, 1903) | BLU, BRU, JOI, SB |
| *Xylophanes schausi* (Rothschild, 1894) | JOI |
| *Xylophanes tersa* (Linnaeus, 1771) | ITA, SB, PAP |
| *Xylophanes thyelia* (Linnaeus, 1758) | BLU, SEA, SB |
| *Xylophanes titana* (Druce, 1878) | SEA, SB, JOI |
| *Xylophanes tyndarus* (Boisduval, [1875]) | SEA, SB |
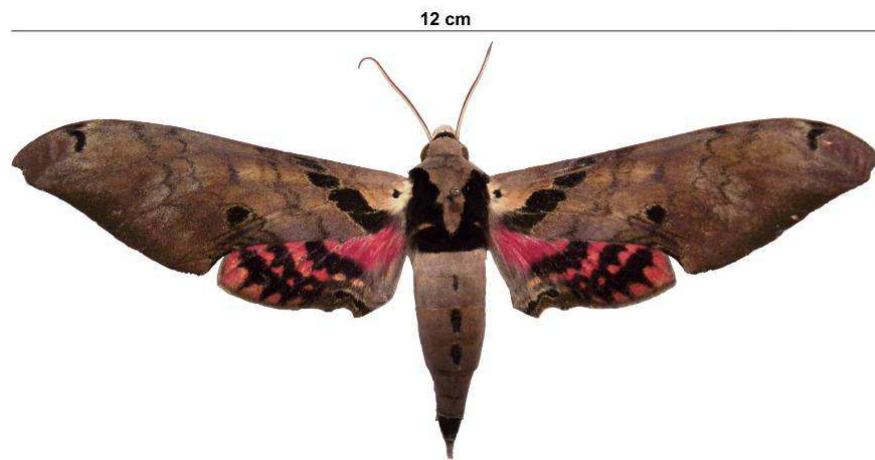
Figura 290. *Adhemarius gannascus* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
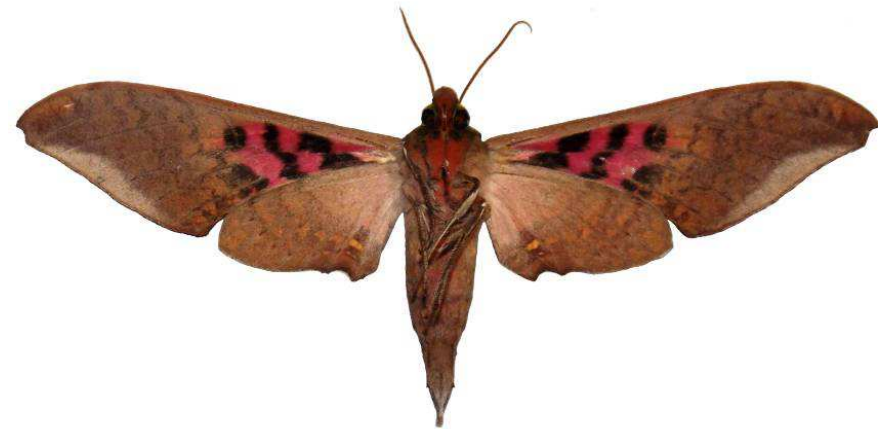
Figura 291. *Adhemarius gannascus* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
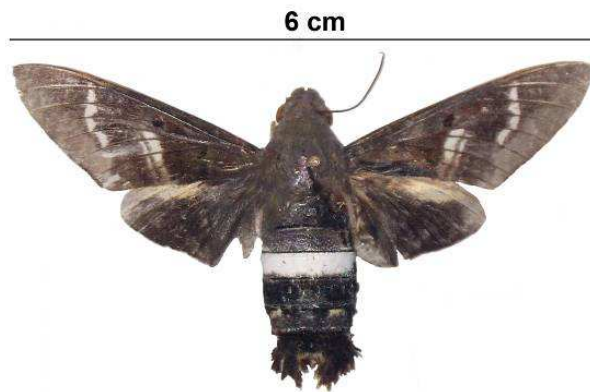
Figura 292. *Aellopos titan.* Foto: E. Orlandin (2015).
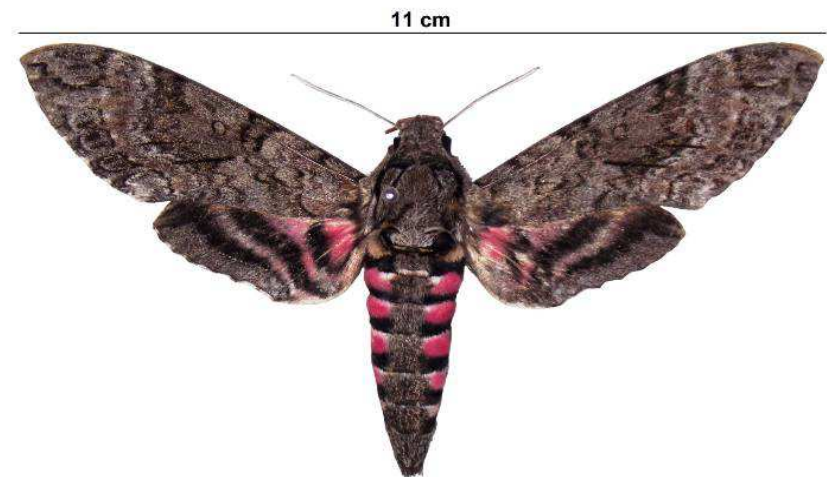
Figura 293. *Agrius cingulata.* Foto: E. Orlandin (2015).
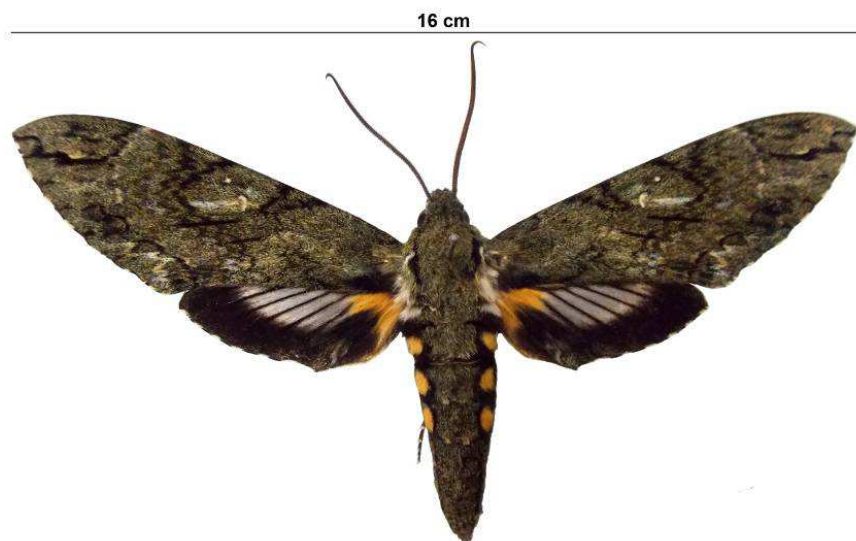
Figura 294. *Cocytius* (=*Amphonyx*) *mephisto* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).
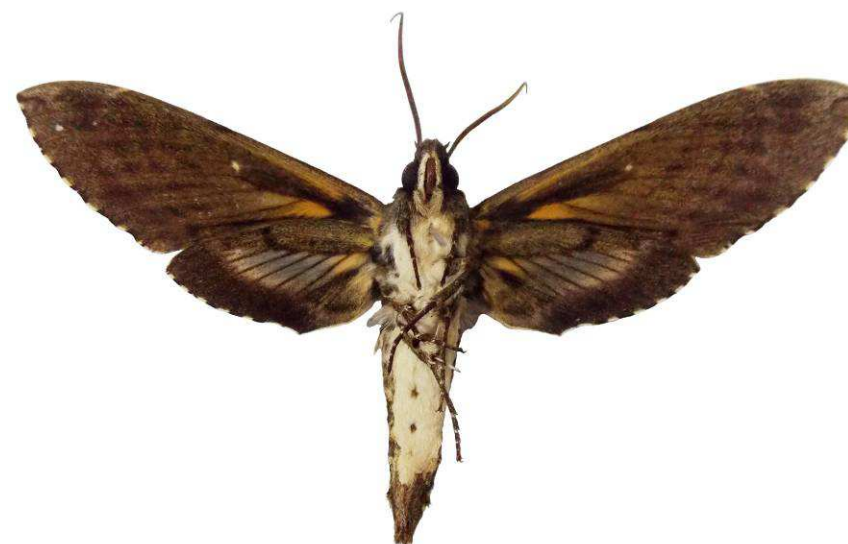
Figura 295. *Cocytius* (=*Amphonyx*) *mephisto* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
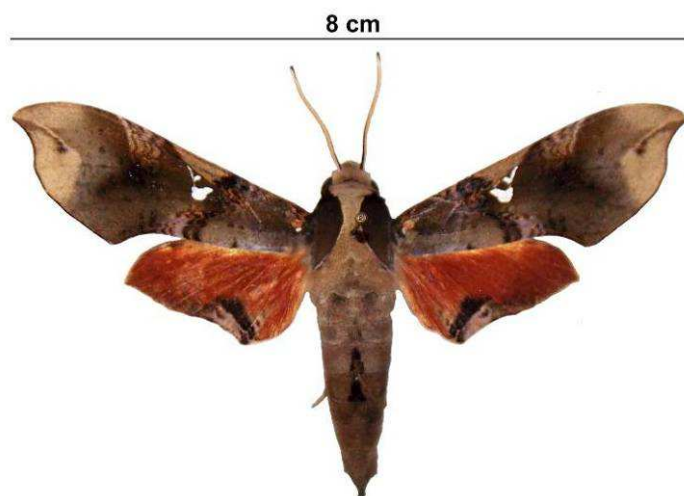
Figura 296. *Callionima parce.* Foto: E. Orlandin (2015).
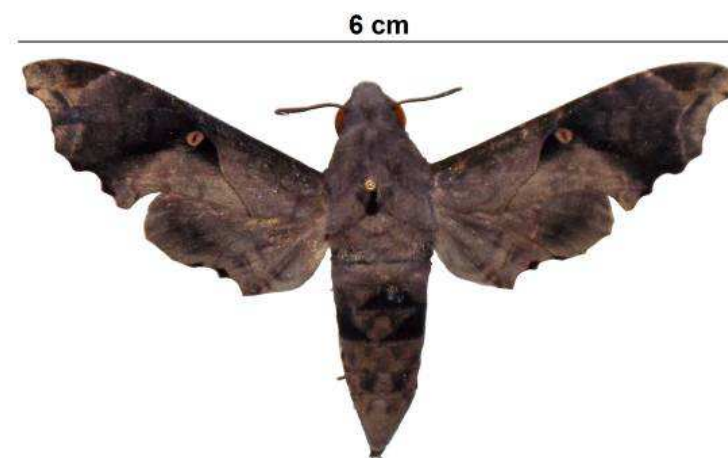
Figura 297. *Enyo lugubris.* Foto: E. Orlandin (2015).
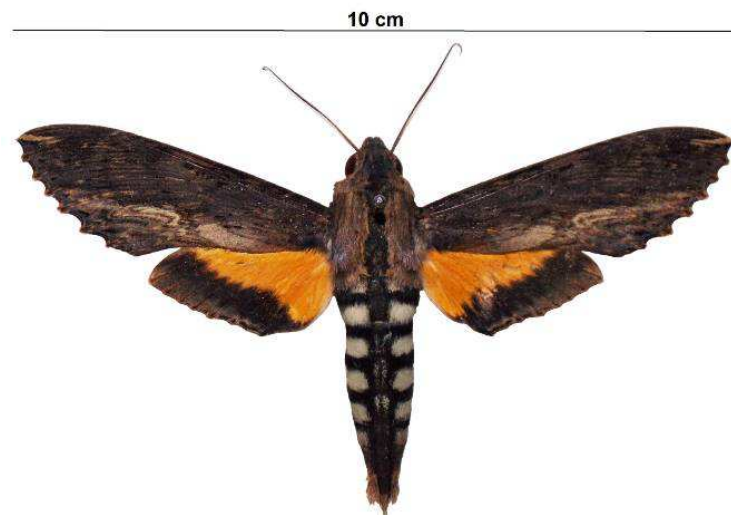
Figura 298. *Erinnyis alope.* Foto: E. Orlandin (2015).
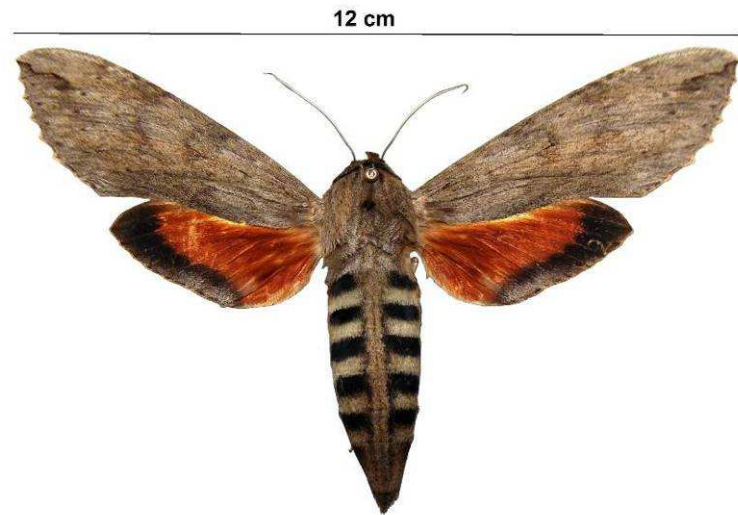
Figura 299. *Erinnyis ello.* Foto: E. Orlandin (2015).
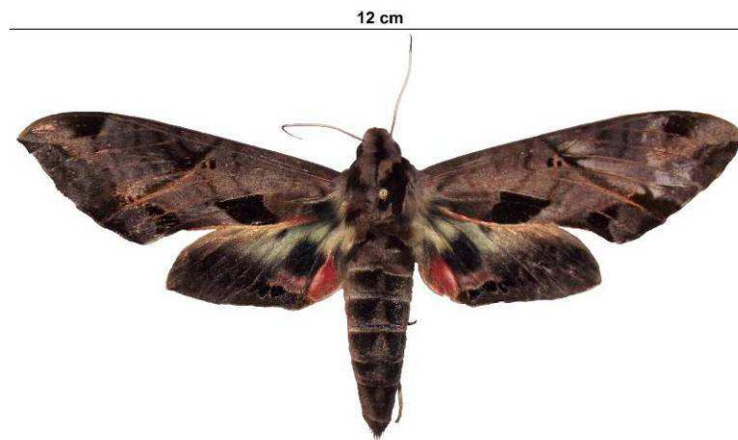
Figura 300. *Eumorpha analis.* Foto: E. Orlandin (2015).
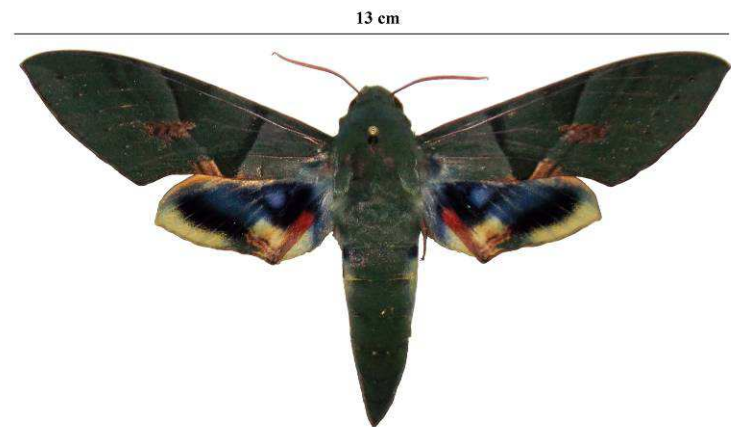
Figura 301. *Eumorpha labruscae.* Foto: E. Orlandin (2016).
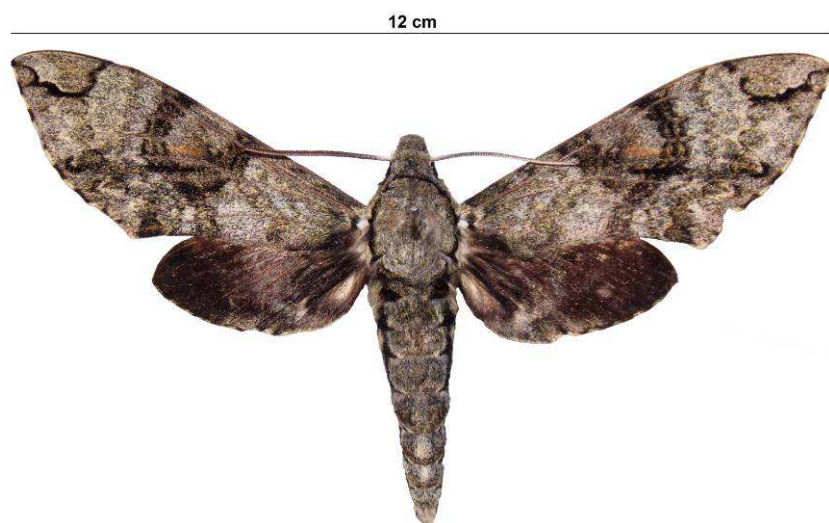
Figura 302. *Manduca florestans.* Foto: E. Orlandin (2015).
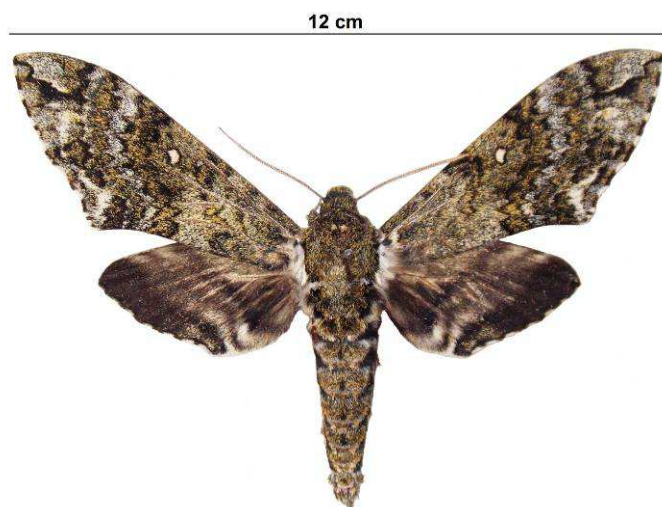
Figura 304. *Manduca* sp. Foto: E. Orlandin (2015).
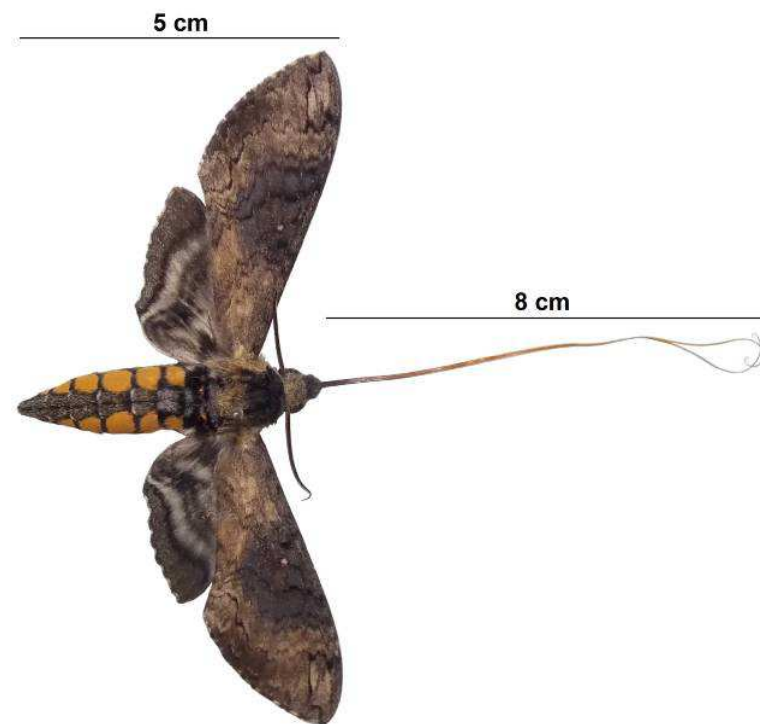
Figura 303. *Manduca* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 305. *Neococytius cluentius* (vista dorsal). Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 306. *Neococytius cluentius* (vista ventral). Foto: E. Orlandin (2015).
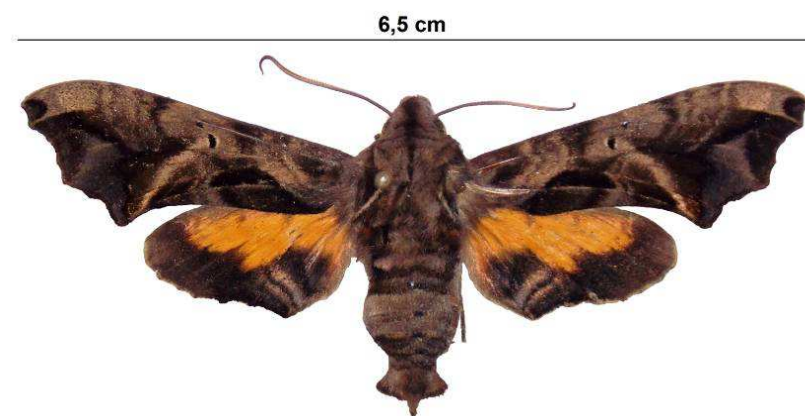
Figura 307. *Nyceryx* sp. Foto: E. Orlandin (2015).
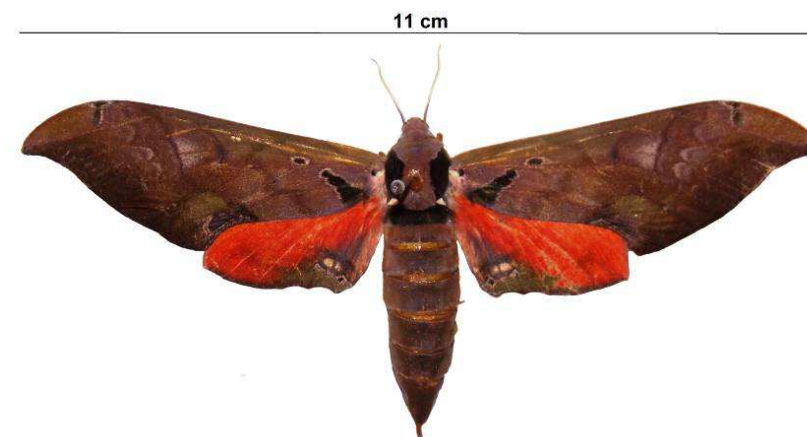
Figura 308. *Orecta lycidas*. Foto: E. Orlandin (2015).
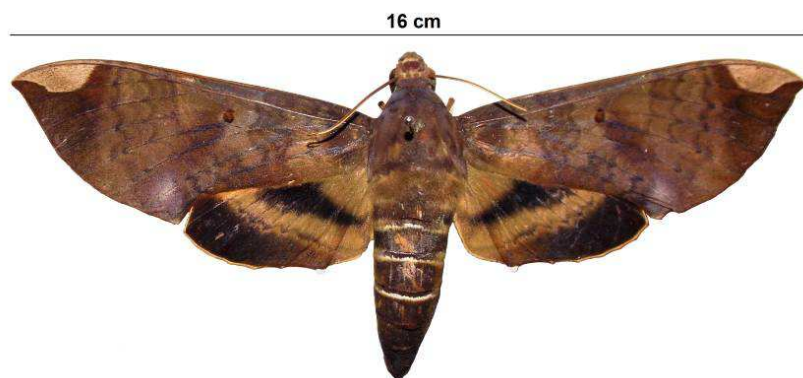
Figura 309. *Pachylia ficus.* Foto: E. Orlandin (2015).
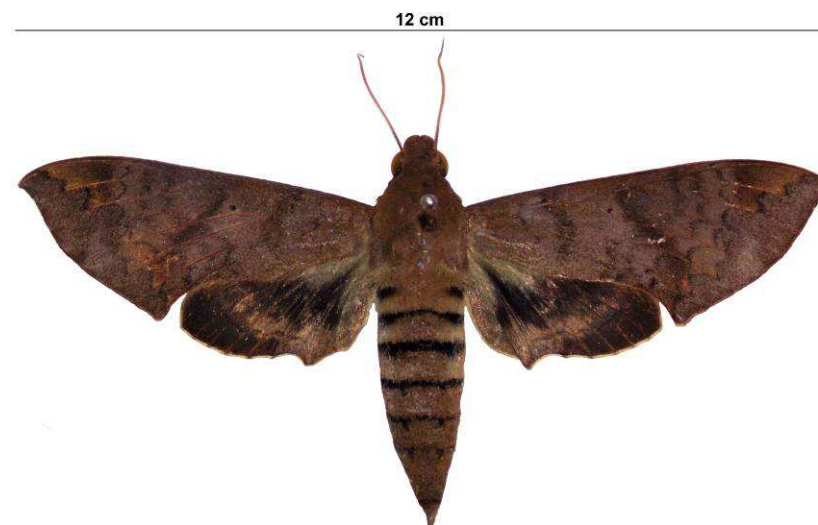
Figura 310. *Pachylioides resumens.* Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 311. *Perigonia* sp. Foto: E. Orlandin (2015).

Figura 312. *Protambulyx* sp. Foto: E. Orlandin (2016).
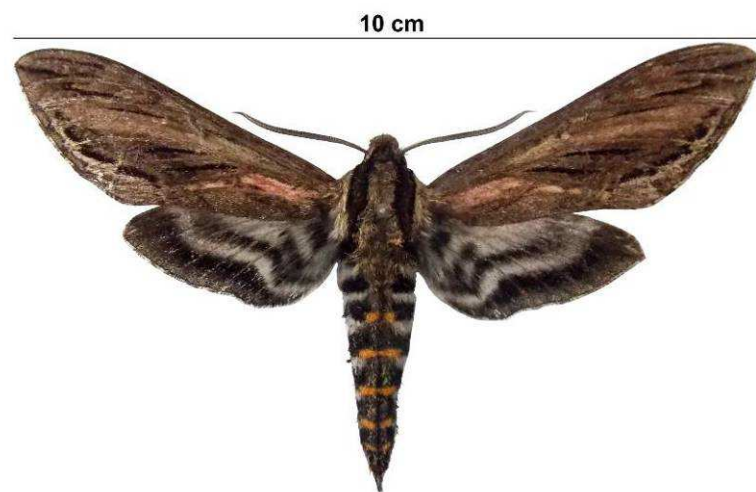
Figura 313. *Sphinx justiciae.* Foto: E. Orlandin (2015).
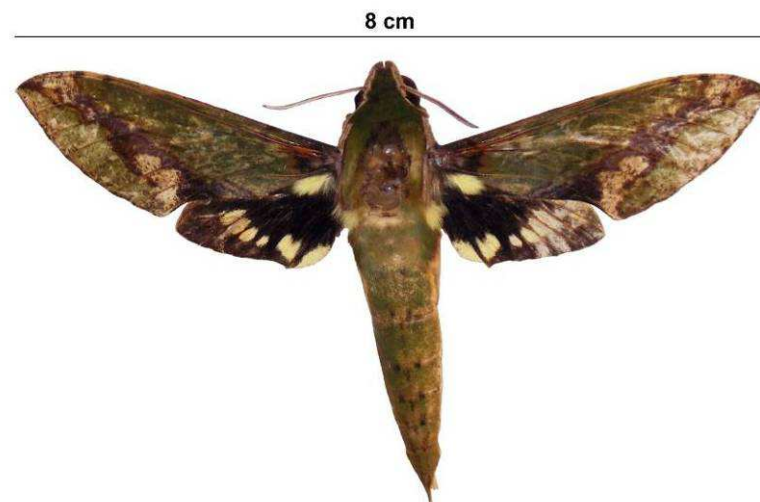
Figura 314. *Xylophanes chiron.* Foto: E. Orlandin (2015).
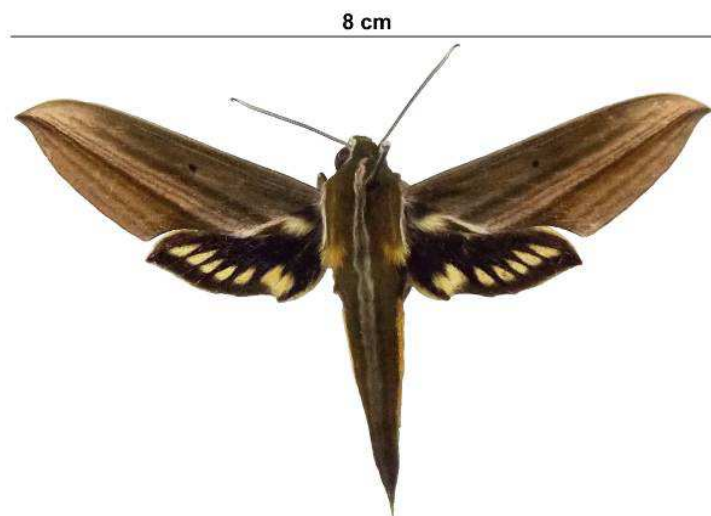
Figura 315. *Xylophanes indistincta.* Foto: E. Orlandin (2015).
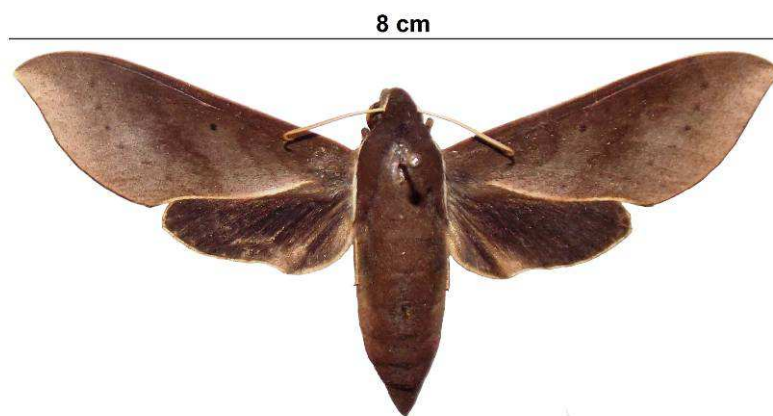
Figura 316. *Xylophanes porcus.* Foto: E. Orlandin (2015).

## Família SEMATURIDAE

*Mario Arthur Favretto*

Esta família é composta por mariposas noturnas, e eventualmente crepusculares. Pouco se sabe sobre as plantas que hospedam suas larvas, porém existem registros de exemplares encontrados camuflando-se em flores de Mimosaceae e Myrtaceae. A família possui 35 espécies, um gênero com apenas uma espécie ocorre na África e os demais na região Neotropical[8, 349].

Os adultos desta família podem ter entre 42 e 100 mm de envergadura, o corpo é robusto em algumas espécies. As asas são triangulares, com as asas posteriores apresentando uma pequena projeção caudal, muitas vezes com coloração formando ocelos (desenhos de olhos) nessas projeções[349].

No estado de Santa Catarina houve o registro de uma espécie desta família no município de Joaçaba, tratando-se de *Nothus (=Sematura) diana*[200].
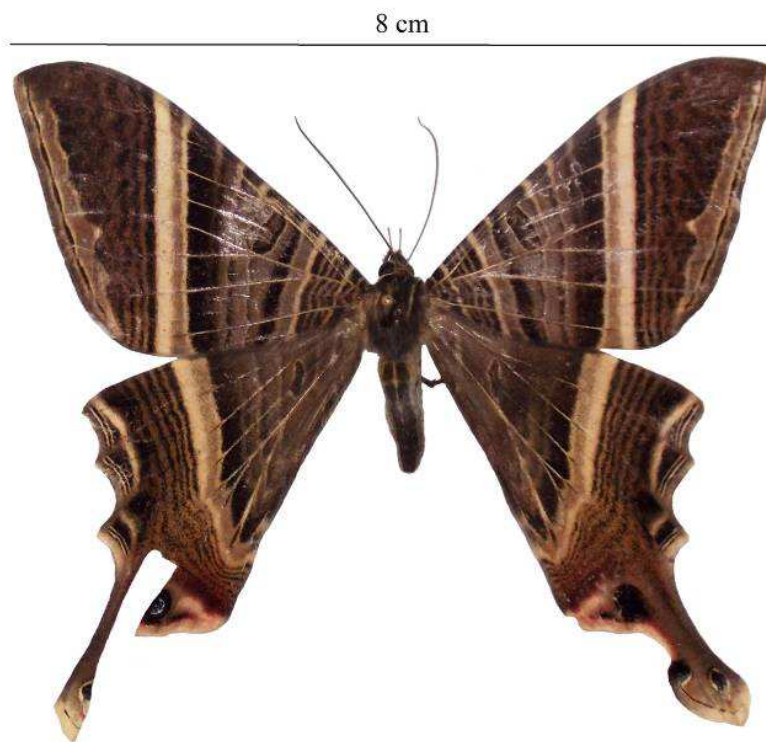
Figura 317. *Nothus* cf. *diana*. Foto: E. Orlandin (2015).

# Família TINEIDAE

*Elton Orlandin*
*Mario Arthur Favretto*

No mundo são registradas cerca de 3000 espécies de Tineidae, 250 delas com ocorrência no Brasil. São mariposas conhecidas popularmente por traças-de-roupa, ou traças-de-paredes[8, 11]. As larvas se alimentam de detritos, líquens e fungos, eventualmente podem atacar algum chifre abandonado de bovino. Em sua grande maioria locomovem-se dentro de um casulo achatado, que funciona como abrigo. Há também algumas espécies mirmecófilas e termitófilas, ou seja que vivem associados a formigas e cupins[11, 350].

Os adultos têm envergadura alar variando entre 5 mm e 54 mm, geralmente são acinzentados ou castanhos. Possuem hábitos na grande maioria, crepusculares e noturnos. Há espécies de considerável importância econômica, por causarem danos principalmente em produtos armazenados, tais como grãos e roupas[350], podendo causar danos também a plantas. Por exemplo, a espécie *Xystrologa antipathetica* e *X. grenadella* ataca raízes de orquídeas *Phalaenopsis* sp.[351].

Destaca-se também como espécie de interesse econômico *Opogona sacchari*, originária da África sub-saariana, esse lepidóptero alastrou-se pelo mundo, chegando também ao Brasil, tornando-se uma das principais pragas de bananais[352]. Essa espécie se alimenta de quase todas as partes da bananeira construindo galerias nas estruturas da planta, alimentando-se principalmente da inflorescência, não atacando suas raízes e lâminas foliares. Uma geração desta espécie precisa de 50 a 70 dias para se desenvolver[353].

Para o estado catarinense foram encontrados registros para sete espécies[354, 355].

Figura 318. Exemplo de Tineidae. Foto: E. Orlandin (2016).

Tabela 24. Espécies de Tineidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, BRU - Brusque, JOI - Joinville, NB - Nova Bremen, SEA - Seara, JS - Jaraguá do Sul.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Diataga leptosceles* Walsingham, 1914 | BRU |
| *Harmaclona cossidella* Busck, 1914 | BRU, JOI, NB, SEA |
| *Lithopsaestis mixophanes* Meyrick, 1932 | SC |
| *Perilicmetis diplaca* Meyrick, 1932 | JS, NB |
| *Setiarcha aleuropis* Meyrick, 1932 | SC |
| *Tiquadra crocidura* Meyrick, 1932 | SC |
| *Tiquadra exercitata* Meyrick, 1922 | SC |

# Família TORTRICIDAE

*Elton Orlandin*

*Mario Arthur Favretto*

Esta família é composta por mariposas de pequeno e médio porte com envergadura alar entre 7 mm e 35 mm. Apresenta cerca de 9.200 espécies com 20% destas, aproximadamente, na região Neotropical[8]. Os adultos possuem hábitos geralmente noturnos e crepusculares, porém algumas são diurnas[9].

Muitas larvas desta família diferenciam-se das demais lagartas pelo fato de dobrar o corpo, unindo as folhas com os fios de seda para que possam obter proteção, sendo assim conhecidas como lagartas-enroladeiras[356]. Já outras podem ser brocas em várias partes da planta, incluindo as hastes, ramos, flores e sementes; enquanto algumas se alimentam de serapilheira (restos vegetais sobre o solo)[9].

Apesar de algumas possuírem preferências alimentares específicas, muitas são polífagas, alimentando-se de uma grande variedade de plantas e reproduzindo-se rapidamente e de forma exponencial, constituindo-se assim um grupo de relevante interesse econômico em todo o mundo[215, 357]. Em sua fase larval são consideradas pragas agrícolas, podendo infestar, os mais variados cultivares, onde geralmente não existem predadores naturais, podendo ainda desenvolver resistência a certos inseticidas utilizados em seu controle[358].

Para o Brasil são conhecidas cerca de 800 espécies[8], e para Santa Catarina foram encontradas, em fontes bibliográficas, referência a 30 espécies[7, 356, 358]. Sendo que os estudos se concentram na área de controle de *Grapholita molesta*. Popularmente conhecida por mariposa-oriental, é considerada praga por atacar frutíferas da família Rosaceae, tais como pessegueiro (*Prunus persica*), macieira (*Malus* spp.), pereira (*Pyrus* spp.), ameixeira (*Prunus* spp.) e marmeleiro (*Cydonia oblonga*), danificando seus brotos e a polpa dos frutos. *Bonagota cranaodes* é outra espécie estudada, por causar danos comercias. Conhecida por lagarta-enroladeira também ataca plantas da família Rosaceae, danificando folhas e raspando a parte externa dos frutos. Porém pode atacar outras plantas sem importância comercial, o que torna mais difícil seu controle[357].

Para a espécie *Argyrotaenia sphaleropa* sabe-se que o período embrionário dura em média sete dias, o período como lagarta dura em média 16 dias, o período de pré-pupa um dia, e o período de pupa em média sete dias. O ciclo total até

atingir a fase adulta dura em média 31 dias[359].

Os estudos sobre o controle das espécies desta família vão desde a utilização de ferômonios sintéticos, para o controle de *Grapholita molesta* em pomares de macieira, no município de Fraiburgo, SC. Tentando assim, saturar o ambiente de um pomar com feromônios sexuais, a fim de desorientar o macho e impedir o acasalamento[358]. Até o controle biológico, através da propagação de parasitas naturais, e.g. *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae)[356, 360].

Tabela 25. Espécies de Tortricidae registradas em Santa Catarina. Legenda: SC - registro mencionando apenas o estado, FRA - município de Fraiburgo, SJOA - município de Sâo Joaquim, SEA - município de Seara.

| **Espécie** | **Município** |
|---|---|
| *Amorbia catarina* Phillips & Powell, 2007 | SC |
| *Bonagota salubricola* (Meyrick, 1937) | FRA, SJOA |
| *Clarkeulia deceptiva* Clarke, 1949 | SEA |
| *Cochylis serena* Clarke, 1968 | SEA |
| *Coptotelia complicata* Clarke, 1951 | SC, SEA |
| *Cuproxena binotata* Brown & Obraztsov, 1991 | SC |
| *Cuproxena hoffmanana* Brown, 1991 | SC |
| *Dimorphopalpa teutoniana* Brown, 1999 | SEA |
| *Eulia dimorpha* Clarke, 1949 | SC |
| *Eulia episticta* Clarke, 1949 | SEA |
| *Eulia sonae* Clarke, 1949 | SC, SEA |
| *Eulia virga* Clarke, 1949 | SEA |
| *Geyeria decussata* (Godart, [1824]) | SC |
| *Gonionota argopleura* Clarke, 1971 | SC, SEA |
| *Gonionota selene* Clarke, 1971 | SC, SEA |
| *Grapholita molesta* (Busk, 1916) | FRA |
| *Hista fabricii* (Swainson, 1823) | SC |
| *Netechma sulphurica* Razowski, 1999 | SC |
| *Orthocomotis argodonta* Clarke, 1955 | SC |
| *Orthocomotis exolivata* Clarke, 1955 | SEA |
| *Orthocomotis jordani* Clarke, 1955 | SC |
| *Orthocomotis leucothorax* Clarke, 1955 | SC |
| *Orthocomotis mareda* Clarke, 1955 | SEA |
| *Orthocomotis ochrosaphes* Clarke, 1955 | SC |

| | |
|---|---|
| *Orthocomotis pseudolivata* Clarke, 1955 | SC |
| *Orthocomotis twila* Clarke, 1955 | SEA |
| *Polyortha myoxa* Razowski, 1984 | SEA |
| *Punctapinella braziliana* Brown, 1991 | SC |
| *Riechia acraeoides* (Guérin-Méneville, [1832]) | SC |
| *Yagra fonscolombe* (Godart, [1824]) | SC |

# Família URODIDAE

*Elton Orlandin*

Com cerca de 80 espécies, a maioria Neotropical[361] e 40 espécies no Brasil[8], a família Urodidae é um grupo de mariposas com envergadura alar variando entre 10 e 37 mm. Normalmente de tons escuros e alguns ainda, possuindo escamas com brilho metálico violáceos ou azulados. Possuem em sua maioria, hábitos noturnos e crepusculares[361].

Frost (1972)[362] fez uma breve descrição da espécie *Urodus parvula*, encontrada nos Estados Unidos. Os ovos são de cor amarelo claro, totalmente lisos. A larva se alimenta de folhas de louro (*Persea borbonia*) e mede, no último instar 12 mm. Antes de empupar, constrói um casulo trançado com fios grossos de seda dourada, formando uma espécie de malha grosseira. O casulo fica suspenso por um fio ligado a algum objeto. Os adultos, tanto macho quanto fêmea são de cor preto opaco, com 15 mm de comprimento e com uma extensão de asas que varia entre 22 e 25 mm. Segundo o autor, os machos são fáceis de reconhecer principalmente por possuírem genitália extraordinariamente grande.

Adamski e colaboradores (2009)[363] descreveram duas novas espécies do gênero *Wockia* para o México, *W. chewbacca* e *W. mexicana*. Além disso, fizeram uma breve nota a respeito da biologia de *W. chewbacca*. As larvas se alimentam de folhas de *Casearia nitida* (Salicaceae) e, no intuito de minimizar a ingestão de metabólitos secundários, que a planta produz para defesa, evitam ingerir as nervuras destas. Quando perturbada, a larva remexe-se de forma violenta de um lado para outro, caindo da folha e ficando pendurada por um fio de seda, o qual é utilizado posteriormente para sua volta à folha de onde caiu. O desenvolvimento, de ovo a pupa leva em torno de 15 dias. No último instar larval, a lagarta tece um casulo, que fica pendurado na planta hospedeira, e ali empupa. O adulto emerge cerca de 10 dias após.

Segundo Duarte e colaboradores (2012) [8], as espécies não são consideradas pragas agrícolas. E não há estudos referentes a biologia das espécies brasileiras. Para Santa Catarina foram encontrados registros de três espécies[61, 364]: *Urodus lissopeda* (Meyrick, 1932), *Urodus staphylina* Meyrick, 1932 e *Urodus xiphura* Meyrick, 1931.

## REFERÊNCIAS


1. Vibrans, A.C.; McRoberts, R.E.; Lingner, D.V.; Nicoletti, A.L.; Moser, P. (2012). Extensão original e atual da cobertura florestal de Santa Catarina. In: Vibrans, A.C.; Sevegnani, L.; Gasper, A.L.; Lingner, D.V. (Ed.). Inventário Florístico Florestal de Santa Catarina v I Diversidade e Conservação de Remanescentes Florestais. Blumenau: EdiFURB. p. 65-76.
2. Rosário, L.A. (1996). As aves em Santa Catarina: distribuição geográfica e meio ambiente. Florianópolis: FATMA.
3. Cimardi, A.V. (1996). Mamíferos de Santa Catarina. Florianópolis: FATMA.
4. Godoy, M.P. (1987). Peixes do estado de Santa Catarina. Florianópolis: EdUFSC/FURB/ELETROSUL.
5. Lucas, E.M. (2008). Diversidade e conservação de anfíbios anuros no estado de Santa Catarina, sul do Brasil. (Doutorado) Universidade de São Paulo, São Paulo.
6. Ulysséa, M.A.; Cereto, C.E.; Rosumek, F.B.; Silva, R.R.; Lopes, B.C. (2011). Updated list of ant species (Hymenoptera: Formicidae) recorded in Santa Catarina state, southern Brazil, with a discussion of research advances and priorities. Revista Brasileira de Entomologia 55, 603-11.
7. Piovesan, M.; Orlandin, E.; Favretto, M.A.; Santos, E.B. (2014). Contribuição para o conhecimento da lepidopterofauna de Santa Catarina, Brasil. Scientia Plena 10, 1-32.
8. Duarte, M.; Marconato, G.; Specht, A.; Casagrande, M.M. (2012). Lepidoptera. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, A.S.; Constantino, R. (Ed.). Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia. Ribeirão Preto: Holos. p. 625-82.
9. Heppner, J.B. (2008). Butterflies and Moths (Lepidoptera). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 626-72.
10. Lara, F.M. (1992). Princípios de Entomologia. São Paulo: Icone Editora.
11. Costa-Lima, A.M. (1945). Insetos do Brasil. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia.
12. Gillott, C. (2005). Entomology. Netherlands: Springer.
13. Raven, P.H.; Evert, R.F.; Eichhorn, S.E. (2007). Biologia Vegetal. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
14. Brusca, R.; Brusca, G. (2003). A emergência dos artrópodes: Onicforos, Tardígrades, Trilobitas e o Bauplan dos Artrópodes. In: Brusca, R.; Brusca, G. (Ed.). Invertebrados. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. p. 476-530.
15. Trautwein, M.D.; Wiegmann, B.M.; Beutel, R.; Kjer, K.M.; Yeates, D.K. (2012). Advances in insect phylogeny at the dawn of the postgenomic era. Annual Review of Entomology 57, 449-68.
16. Legg, D.A.; Sutton, M.D.; Edgecombe, G.D. (2013). Arthropod fossil data increase congruence of morphological and molecular phylogenies. Nature Communications 14, 1-7.
17. Gullan, P.J.; Cranston, P.S. (2012). Os insetos: Um resumo de entomologia. São Paulo: Roca.
18. Shear, W.A.; Kukalová-Peck, J. (1990). The ecology of Paleozoic terrestrial arthropods: the fossil evidence. Canadian Journal of Zoology 68, 1807-34.
19. Iannuzzi, R.; Labandeira, C.C. (2008). The oldest record and early history of insect folivory. Annals of the Entomological Society of America 101, 79-94.
20. Labandeira, C.C.; Curano, E.D. (2013). The fossil record of plant–insect dynamics. Annuals Review of Earth and Planetary Sciences 41, 287-311.
21. Labandeira, C.C.; Sepkoski Jr, J.J. (1993). Insect Diversity in the Fossil Record. Science 261, 310-5.
22. Ehrlich, P.R.; Raven, P.H. (1964). Butterflies and Plants: A Study in Coevolution. Society for the Study of Evolution 18, 586-608.

23. Cornell, H.V.; Hawkins, B.A. (2003). Herbivore responses to plant secondary compounds: a test of phytochemical coevolution theory. The American Naturalist 161, 507-22.
24. Ricklefs, R.E. (2010). A Economia da Natureza. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
25. Labandeira, C.C.; Kvaček, J.; Mostovski, M.B. (2007). Pollination fluids, pollen, and insect pollination of Mesozoic gymnosperms. Taxon 56, 663-95.
26. Regal, P.J. (1977). Ecology and evolution of flowering plant dominance. Science 196, 622-9.
27. Ridley, M. (2009). Coevolução. In: Ridley, M. (Ed.). Evolução. Artmed. p. 633- 62.
28. Shields, O. (1976). Fossil butterflies and the evolution of Lepidoptera. Journal of Research on the Lepidoptera 15, 132-43.
29. Grimaldi, D.; Engel, M.S. (2005). Amphiesmenoptera: The Caddisflies and Lepidoptera. In: Grimaldi, D.; Engel, M.S. (Ed.). Evolution of the insects. cambridge: Cabridge University Press.
30. Davis, D.R.; Landry, J. (2012). A review of the North American genus *Epimartyria* (Lepidoptera, Micropterigidae) with a discussion of the larval plastron. ZooKeys 183, 37-83.
31. Arditti, J.; Elliott, J.; Kitching, I.J.; Wasserthal, L.T. (2012). 'Good Heavens what insect can suck it' – Charles Darwin, *Angraecum sesquipedale* and *Xanthopan morganii* praedicta. Botanical Journal of the Linnean Society 169, 403-32.
32. Zaspel, J.M.; Kononenko, V.S.; Goldstein, P.Z. (2007). Another blood feeder? experimental feeding of a fruit-piercing moth species on human blood in the primorye territory of far eastern russia (Lepidoptera: Noctuidae: Calpinae). Journal of Insect Behavior 20, 437-51.
33. Zaspel, J.M.; Zahiri, R.; Hoy, M.A.; Janzen, D.; Weller, S.J.; Wahlberg, N. (2012). A molecular phylogenetic analysis of the vampire moths and their fruit-piercing relatives (Lepidoptera: Erebidae: Calpinae). Molecular Phylogenetics & Evolution 65, 786-91.
34. Nishida, R. (2000). Sequestration of defensive substances from plants by Lepidoptera. Annual Review of Entomology 47, 57-92.
35. Opitz, S.E.W.; Müller, C. (2009). Plant chemistry and insect sequestration. Chemoecology 19, 117-54.
36. Schroeder, F.C.; del Campo, M.L.; Grant, J.B.; Weibel, D.B.; Smedley, S.R.; Bolton, K.L.; Meinwald, J.; Eisner, T. (2006). Pinoresinol: a lignol of plant origin serving for defense in a caterpillar. Proceedings of the National Academy of Sciences USA 103, 15497-501.
37. Drummond, B.A. (1984). Multiple matings and sperm competition in the Lepidoptera. In: Smith, R.L. (Ed.). Sperm competition and the evolution of animal mating systems. London: Academic. p. 291-370.
38. Assis, O.B.G. (2013). A asa da borboleta e a nanotecnologia: cor estrutural. Revista Brasileira de Ensino de Física 35, 1-9.
39. Alcock, J. (2011). Comportamento animal: uma abordagem evolutiva. Porto Alegre: Artmed.
40. Hassell, M.P. (2000). Host-parasitoid population dynamics. Journal of Animal Ecology 69, 543-66.
41. Sullivan, D.J. (2008). Aphids (Hemiptera: Aphididae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 207-6.
42. Gross, P. (1993). Insect behavioral and morphological defenses against parasitoids. Annual Review of Entomology 38, 251-73.
43. Hegazi, E.; Khafagi, W. (2008). The effects of host age and superparasitism by the parasitoid, *Microplitis rufiventris* on the cellular and humoral immune response of *Spodoptera littoralis* larvae. Journal of Invertebrate Pathology 98, 79-84.
44. O'Hara, J.E. (2008). Tachinid Flies (Diptera: Tachinidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3675-86.

45. Zuparko, R.L. (2008). Parasitic Hymenoptera (Parasitica). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 2730-6.
46. Rossi, G.D. (2012). Explorando as interações hospedeiro-parasitoide para a identificação de moléculas com potencial biotecnológico. (Doutorado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
47. Stireman, J.O.; O'Hara, J.E.; Woo, D.M. (2006). Tachinidae: Evolution, Behavior, and Ecology. Annual Review of Entomology 51, 525-55.
48. Melo, G.A.R.; Aguiar, A.P.; Garcete-Barrett, B.R. (2012). Hymenoptera. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, A.S.; Constantino, R. (Ed.). Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia. Ribeirão Preto: Holos. p. 553-612.
49. Diniz, F.R.; Rodrigues, K.F.; Rossi, M.M. (2008). Produção do parasitoide *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) para controle biológico da broca da cana-de-açúcar (*Diatraea saccharalis*) (Lepidoptera: Crambidae). Nucleus.
50. Villanueva, R. (2013). Tobacco Hornworm, Manduca sexta (Linnaeus), and Tomato Hornworm, *Manduca quinquemaculata* (Haworth), (Insecta: Lepidoptera: Sphingidae). University of Florida, Gainesville, FL.
51. Ceruti, F.C. (2007). Interações entre feromônios de insetos e semioquímicos de plantas. Revista Acadêmica 5, 73-82.
52. Crockett, D.C.; Lucky, A.; Liburd, O.E. (2014). A Parasitoid Wasp *Cotesia congregata* (Say) (Insecta: Hymenoptera: Braconidae). Univ Florida, IFAS UF/IFAS Extension, Gainesville, FL.
53. Gauld, I.D.; Wahl, D.B. (2002). Subfamily Ophioninae. Retrieved, from http://www.amentinst.org/GIN/Ophioninae/
54. Comério, E.F.; Onody, H.C.; Benassi, V.L.R.M. (2012). Levantamento da Fauna de Ichneumonidae (Hymenoptera) em Cultivo de Coqueiro Anão Verde Associado à Plantas Invasoras. EntomoBrasilis 5, 109-14.
55. Young, A.M.; S., B.M.; Fales, H.M.; Bian, Z. (1986). Natural history and ecological chemistry of the Neotropical butterfly *Papilio anchisiades* (Papilionidae). Journal of the Lepidopterists' Society 40, 36-53.
56. Leite, L.A.R.; Casagrande, M.M.; Mielke, O.H.H. (2010). Morfologia, comportamento, parasitismo e mecanismos de defesa dos imaturos de *Heraclides anchisiades capys* (Hübner) (Lepidoptera, Papilionidae). Revista Brasileira de Entomologia 54, 277-87.
57. Heppner, J.B. (2008). Tube Moths (Lepidoptera: Acrolophidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3953-4.
58. Davis, D.R.; Hogues, C.L. (1992). Neotropical Microlepidoptera XXV. A new arboreal species of *Acrolophus* from Peru (Lepidoptera: Acrolophidae). Journal of the New York Entomological Society 100, 191-202.
59. Gassen, D.N. (1989). Insetos subterrâneos prejudiciais às culturas no sul do Brasil. Passo Fundo: EMBRAPA.
60. Sanchez-Pena, S.R.; Davis, D.R.; Mueller, U.G. (2003). A gregarious, mycophagous, myrmecophilous moth, *Amydria anceps* Walsingham (Lepidoptera: Acrophilidae), living in *Atta mexicana* (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) spent fungal culture accumulations. Proceedings of the Entomological Society of Washington 104, 186-94.
61. Heppner, J.B. (1984). Atlas of Neotropical Lepidoptera. Vol. 2. Checklist: part 1. Micropterigoidea – Immoidea. Lancaster: DRW Junk Publishers.
62. Meyrick, E. (1894). On a collection of Lepidoptera from Upper Burma. Transactions of the Entomological Society of London 1894, 1-29.
63. Adamski, D.; Brown, R.L. (1989). Morphology and systematics of North American Blastobasidae (Lepidoptera: Gelechioidea). Department of Information Services, Division of Agriculture, Forestry, and Veterinary Medicine, Mississippi State University, 70.

64. Hodges, R.W. (1998). Gelechioidea. In: Kristensen, N.P. (Ed.). Handbook of Zoology (Volume IV, Arthropoda: Insecta Part 35: Lepidoptera, Moths and Butterflies 1). Berlin & New York: Walter de Gruyter. p. 131–58.
65. Heppner, J.B. (2008). Scavenger Moths (Lepidoptera: Blastobasidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3287.
66. Heppner, J.B. (2008). Silkworm Moths (Lepidoptera: Bombycidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3375-6.
67. Santos, S.A.; Vidigal, P.G.; Merlini, L.S. (2011). A criação do *Bombyx mori* (bicho-da-seda) e as principais doenças. Arquivos de Ciência Veterinária e Zoologia 14, 57-64.
68. Brancalhão, R.M.C.; Ribeiro, L.F.C. (2003). Citopatologia da infecção causada por BmNPV no tegumento de *Bombyx mori* L., 1758 (Lepidoptera: Bombycidae). Arquivos de Ciência Veterinária e Zoologia 6, 15-20.
69. Torquato, E.F.B.; Miranda Neto, M.H.; Brancalhão, R.M.C. (2006). Nucleopolyhedrovirus infected central nervous system cells of *Bombyx mori* (L.) (Lepidoptera: Bombycidae). Neotropical Entomology 35, 70-4.
70. Potrich, M.; Alves, L.F.A.; Brancalhão, R.C.; Dalcin, G. (2007). Entomopatógenos associados a lagartas de *Bombyx mori* L. (Lepidoptera: Bombycidae) no estado do Paraná. Arquivos do Instituto Biológico 74, 363-7.
71. Davis, D.R. (1969). A revision of the American moths of the family Carposinidae (Lepidoptera: Carposinoidea). Washington: Smithsonian Institution Press.
72. Heppner, J.B. (2008). Fruitworm Moths (Lepidoptera: Carposinidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1541.
73. Kim, D.S.; Lee, J.H. (2002). Egg and larval survivorship of *Carposina sasakii* (Lepidoptera: Carposinidae) in appel and peach and their effects on adult populations dynamics in orchards. Environmental Entomology 31, 686-92.
74. Lei, X.; Xi, D.; Li, Z.; Zalom, F.G.; Gao, L.; Shen, Z. (2012). Effect of host plants on developmental time and life table parameters of *Carposina sasakii* (Lepidoptera: Carposinidae) under laboratory conditions. Environmental Entomology 41, 349-54.
75. Heppner, J.B. (2008). Giant butterfly moths (Lepidoptera: Castniidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1614.
76. Moraes, S.S. (2009). Taxonomia e análise cladística do complexo *Yagra* Oiticica (Lepidoptera, Castniidae, Castniinae, Castiininii). (Mestrado) Universidade de São Paulo, São Paulo.
77. Moraes, S.S.; Duarte, M. (2009). Morfologia externa comparada das três espécies do complexo *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera, Castniidae) com uma sinonímia. Revista Brasileira de Entomologia 53, 245-65.
78. Wadt, L. (2012). Comportamento reprodutivo da broca gigante da cana-de-açúcar, *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae), com base para seu controle. (Mestrado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
79. Lamas, G. (1995). A critical review of J. Y. Miller's Checklist of the Neotropical Castniidae (Lepidoptera). Revista Peruana de Entomologia 37, 73-87.
80. Moraes, S.S.; Duarte, D.; Gonzáles, J.M. (2010). Revision of *Hista* Oiticica (Lepidoptera: Castniidae) and discussion on the validity of its subspecies. Zootaxa 2421, 1-27.
81. Moraes, S.S.; Duarte, D.; Miller, J.Y. (2011). Revision of the Neotropical genus *Yagra* Oiticica (Lepidoptera: Castniidae). Journal of Natural History 45, 1511-31.
82. Heppner, J.B. (2008). Tropical Fruitworm Moths (Lepidoptera: Copromorphidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3940.
83. Nasu, Y.; Saito, T.; Komai, F. (2004). Discovery of the previously unrecorded family Copromorphidae Meyrick (Lepidoptera) in Japan, with description of a new species and autapomorphies for the family. Entomological Science 7, 73-83.

84. Heppner, J.B. (2008). Carpenterworm Moths (Lepidoptera: Cossidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 748-9.
85. Davis, S.R.; Gentili-Poole, P.; Mitter, C. (2008). A revision of the Cossulinae of Costa Rica and cladistic analysis of the world species (Lepidoptera: Cossidae). Zoological Journal of the Linnean Society 154, 222-77.
86. Pino, F.G.; Haro, A. (1986). Cultivo en el laboratorio en una dieta artificial del taladro de la madera, *Zeuzera pyrina* L. (Lepidóptera cossidae). Boletin de Sanidad Vegetal Plagas 12, 281-9.
87. USNM. (2015). USNM Entomology. National Museum of Natural History. Neotropical Arthropods. Retrieved, from http://symbiota.org/neotrop/entomology/collections/list.php?db%5B%5D=5&type=1&reset=1&taxa=Cossidae
88. Solis, M.A. (2007). Phylogenetic studies and modern classification of the Pyraloidea (Lepidoptera). Revista Colombiana de Entomologia 33, 1-8.
89. Costa-Lima, A.M. (1950). Insetos do Brasil. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia.
90. Meagher, R.L.; Maria Gallo, M. (2008). Sugarcane Pests and Their Management. In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3631-0.
91. Dinardo-Miranda, L.L.; Fracasso, J.V.; Perecin, D. (2011). Variabilidade espacial de populações de *Diatraea saccharalis* em canaviais e sugestão de método de amostragem. Bragantia 70, 577-85.
92. Dinardo-Miranda, L.L. (2008). Pragas. In: Dinardo-Miranda, L.L.; Vasconcelos, A.C.M.; Landell, M.G.A. (Ed.). Cana-de-açúcar. Campinas: Instituto Agronômico. p. 349-404.
93. Sazaki, C.S.S. (2006). Esterilização química da broca da cana-de-açúcar *Diataea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) através de isca com melaço e inseticidas do grupo dos reguladores de crescimento de insetos. (Mestrado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
94. Portela, G.L.F. (2008). Dinâmica populacional de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) e *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) e infestação de diferentes variedades de cana-de-açúcar por *Diatraea* spp. no município de União – Piauí – Brasil. (Mestrado) Universidade Federal do Piauí, Terezina.
95. Macedo, N.; Araújo, J.R. (2000). Efeitos da queima do canavial sobre parasitóides de larvas e de ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera: Crambidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 29, 79-84.
96. Lima-Filho, M.; Lima, J.O.G. (2001). Massas de Ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera: Pyralidae) em Cana-de-Açúcar: Número de ovos e porcentagem de parasitismo por *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições naturais. Neotropical Entomology 30, 483-8.
97. Justiniano, W.; Novaes, G.T.F.; Fonseca, P.R.B. (2012). Atividade inseticida do extrato de nim sobre lagartas da *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) de primeiro instar da broca da cana-de-açúcar. Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável 7, 97-100.
98. Badji, C.A.; Eiras, A.E.; Cabrera, A.; Jaffe, K. (2003). Avaliação do feromônio sexual de *Neoleucinodes elegantalis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae). Neotropical Entomology 32(2), 221-9.
99. EPPO. (2012). European and Mediterranean Plant Protection Organization. Retrieved, from http://www.eppo.int/QUARANTINE/Alert_List/insects/neoleucinodes_elegantalis.htm
100. Souza-Lima, V.L. (2009). Manejo fitossanitário para broca-das-cucurbitáceas *Diaphania nitidalis* Cramer (Lep.: Crambidae). (Mestrado) Universidade Federal do Espírito Santo.

101. Moraes, C.P. (2914). Flutuação populacional e biologia de *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée) (Lepidoptera: Crambidae) em cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). (Doutorado) Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
102. Peterson, J.K.; Elsey, K.D. (1995). Chemical factors involved in selection of host plant for oviposition by the pickleworm moth (Lepidoptera: Pyralidae). Florida Entomologist 78, 482-92.
103. Bavaresco, A. (2007). Efeito de tratamentos químicos alternativos no controle de *Diaphania* spp. (Lepidoptera: Crambidae) em pepino. Acta Scientiarum Agronomia 29(3), 309-13.
104. Hayden, J.E. (2009). A new genus of caribbean odontiinae with palaeotropical affinities (Lepidoptera: Crambidae). Journal of the Lepidopterists' Society 63, 185-208.
105. Hayden, J.E. (2011). Revision of *Cliniodes* Guenée (Lepidoptera: Crambidae: Odontiinae). Annals of Carnegie Museum 79, 231-347.
106. Goldstein, P.Z.; Metz, M.A.; Solis, M.A. (2013). Phylogenetic systematics of *Schacontia* Dyar with descriptions of eight new species (Lepidoptera, Crambidae). ZooKeys 291, 27-81.
107. Léger, T.; Landry, B.; Nuss, M.; Mally, R. (2014). Systematics of the Neotropical genus Catharylla Zeller (Lepidoptera, Pyralidae s. l., Crambinae). ZooKeys 375, 15-73.
108. Dyar, H.G. (1910). Notes on the family Dalceridae. Proceedings of the Entomological Society of Washington 12, 113-21.
109. Heppner, J.B. (2008). Tropical Slug Caterpillar Moths (Lepidoptera: Dalceridae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3942.
110. Lourenção, A.L.; Carvalho, L.O.; Lasca, D.H.C. (1989). *Anacraga citrinopsis* Dyar (Lepidoptera: Dalceridae) em mamoneira no estado de São Paulo. Bragantia 48, 109-12.
111. Lourenção, A.L.; Sabino, J.C. (1994). *Acraga moorei* (Lepidoptera: Dalceridae) em Macadâmia no estado de São Paulo. Bragantia 54, 185-90.
112. Fronza, E.; Specht, A.; Corseuil, E. (2011). Butterflies and moths (Insecta: Lepidoptera) associated with erva-mate, the South American Holly (*Ilex paraguariensis* St. Hil.), in Rio Grande do Sul, Brasil. Check List 7, 496-504.
113. Groppo, G.A.; Novo, J.P.S.; Oliveira, E.G. (1977). Lagarta gelatinosa do cafeeiro – *Dalcera abrasa* Herr. Sch. 1854 (Lepidoptera, Dalceridae). Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro do Café.
114. Santis, L. (1987). Himenópteros parasitóides e hiperparasitóides de *Anacraga* sp. (Lepidoptera, Dalceridae) en Brasil. Revista Brasileira de Entomologia 31, 97-9.
115. Epstein, M.E. (1997). Biology of *Dalcerides ingenita* (Hy. Edwards)(Lepidoptera: Dalceridae). Tropical Lepidoptera 8, 48-59.
116. Hopp, W. (1922). Neue Dalceridae und Megalopygidae (Lep.). Deutsche Entomologische Zeitschrift, 429-34.
117. Miller, S.E. (1994). Systematics of the neotropical moth family Dalceridae (Lepidoptera). Bulletin Museum of Comparative Zoology 153, 301-495.
118. Savela, M. (2015). Lepidoptera and some other life forms. Retrieved 10-X-2015, from http://ftp.funet.fi/index/Tree_of_life/insecta/lepidoptera/ditrysia/gelechioidea/depressariidae/
119. Heikkilä, M.; Mutanen, M.; Kekkonena, M.; Kailaa, L. (2014). Morphology reinforces proposed molecular phylogenetic affinities: a revised classification for Gelechioidea (Lepidoptera). Cladistics 30, 563-89.
120. Buchner, P. (2015). Two new species of Agonopterix (Depressariidae, Lepidoptera) from Europe. Zootaxa 3986, 101–14.
121. Phillipis-Rodríguez, E.; Powell, J.A.; Hallwachs, W.; Janzen, D.H. (2014). A synopsis of the genus *Ethmia* Hübner in Costa Rica: biology, distribution, and description of 22 new species (Lepidoptera, Gelechioidea, Drepessariidae, Ethmiinae), with emphasis on the 42 species known from Área de Conservación Guanacaste. ZooKeys 461, 1-86.

122. Norambuena, H.; Escobar, S.; Rodriguez, F. (2000). The Biocontrol of Gorse, *Ulex europaeus*, in Chile: A Progress Report. Proceedings of the X International Symposium on Biological Control of Weeds, 955-61.
123. Silva, L.S.; Broglio, S.M.F.; Lemos, E.E.P.; Salvador, T.M.; Neves, M.I.R.S. (2014). Controle de *Cerconota anonella* (Sepp.)(Lep.: Oecophoridae) e de *Bephratelloides pomorum* (Fab.)(Hym.: Eurytomidae) em frutos de pinha (*Annona squamosa* L.). Revista Brasileira de Fruticultura 36, 305-9.
124. Becker, V.O. (1982). Stenomine moths of the Neotropical genus *Timocratica* (Oecophoridae). Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology 45, 211-306.
125. Becker, V.O. (1984). Taxonomics notes on the neotropical microlepidoptera. Revista Brasileira de Entomologia 28, 129-210.
126. Clarke, J.F.G. (1964). Neotropical Microlepidoptera, III. Restriction of *Gonionota melobaphes* Walsingham with descriptions of new species (Lepidoptera: Oecophoridae). Proceedings of the United States National Museum 115, 61-84.
127. Clarke, J.F.G. (1971). Neotropical Microlepidoptera, XIX: Notes on and New Species of Oecophoridae (Lepidoptera). Smithsonian Contributions to Zoology 95, 1-39.
128. Heppner, J.B. (2008). Grass Miner Moths (Lepidoptera: Elachistidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1715.
129. Nava, D.E.; Parra, J.R.P.; Costa, V.A.; Guerra, T.A.; Cônsoli, F.L. (2005). Population dynamics of *Stenoma catenifer* (lepidoptera: elachistidae) and related larval parasitoids in Minas Gerais, Brazil. Florida Entomologist 88, 441-6.
130. Nava, D.E.; Parra, J.R.P. (2005). Biologia de *Stenoma catenifer* Walsingham (Lepidoptera: Elachistidae) em dieta natural e artificial e estabelecimento de um sistema de criação. Neotropical Entomology 34, 751-9.
131. Nava, D.E.; Takahashi, K.M.; Parra, J.R.P. (2007). Linhagens de *Trichogramma* e Trichogrammatoidea para controle de Stenoma catenifer. Pesquisa Agropecuária Brasileira 4, 9-16.
132. Brown, J.W.; Adamski, D.; Hodges, R.W.; Bahr, S.M. Catalog of the type specimens of Gelechioidea (Lepidoptera) in the collection of the National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC. In: USDA, editor. 2004.
133. Fibiger, M.; Lafontaine, J.D. (2005). A review of the higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera) with special reference to the Holarctic fauna. Esperiana: Buchreihe zur Entomologie 11, 1-75.
134. Ferro, V.G.; Resende, I.M.H.; Duarte, M. (2012). Mariposas Arctiinae (Lepidoptera: Erebidae) do estado de Santa Catarina, Brasil. Biota Neotropica 12, 1-15.
135. Zahiri, R.; Holloway, J.D.; Kitching, I.J.; Lafontaine, J.D.; Mutanen, M.; Wahlberg, N. (2012). Molecular phylogenetics of Erebidae (Lepidoptera, Noctuoidea). Systematic Entomology 37, 102-24.
136. Hepner, J.B. (2008). Tussock Moths (Lepidoptera: Lymantriidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3995-6.
137. Peres-Filho, O.; Berti-Filho, E. (1985). Biologia de *Rolepa unimoda* (Dognin, 1923) (Lepidoptera, Lymantriidae) em folhas de *Tabebuia avellanedae* Lor. ex-Griseb (Bignoniaceae) e observações de inimigos naturais. Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz 42, 55-82.
138. Zaspel, J.M.; Weller, S.J.; Wardwell, C.T.; Zahiri, R.; Wahlberg, N. (2014). Phylogeny and evolution of pharmacophagy in tiger moths (Lepidoptera: Erebidae: Arctiinae). Plos One 9, 1-10.
139. Nava, D.E.; Diez-Rodríguez, G.I.; Melo, M.; Afonso, A.P.S. (2008). Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Hypercompe indecisa* em dieta artificial. Pesquisa Agropecuária Brasileira 43, 1665-9.

140. Pereira, F.F.; Zanuncio, J.C.; Mielke, O.H.H.; Oliveira, J.M.; Paiva, C.E.C.; Canevari, G.C. (2007). Aspectos biológicos de *Halysidota pearsoni* (Lepidoptera: Arctiidae) com folhas de amoreira. Revista Árvore 31, 157-61.
141. Silva, J.M.; Silva, E.J.E. (2014). Contribuição para o conhecimento da fauna de Arctiinae (Lepidoptera: Erebidae) no estado de Santa Catarina, Brasil. EntomoBrasilis 7, 222-6.
142. Vincent, B.; Laguerre, M. (2014). Catalogue of the Neotropical Arctiini Leach, [1815] (except *Ctenuchina* Kirby, 1837 and *Euchromiina* Butler, 1876) (Insecta, Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae). Zoosystema 36, 137-533.
143. Schaus, W. (1892). American Lepidoptera: illustrations of new and rare species. London: R.H. Porter.
144. Schaus, W. (1898). New species of Heterocera from tropical America. Journal New York Entomological Society 6, 138-49.
145. Schaus, W. (1905). Descriptions of new South American moths. Proceedings of the United States National Museum 29, 179-345.
146. Schaus, W. (1924). New species of moths in the United States National Museum. Proceedings of the United States National Museum 65, 1-74.
147. Schaus, W. (1927). New species of Lepidoptera from South America. Proceedings of the Entomological Society of Washington 29, 73-82.
148. Heppner, J.B. (2008). Twirler Moths (Lepidoptera: Gelechiidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3996-7.
149. Hickel, E.R.; Vilela, E.F.; Lima, J.O.G.; Lucia, T.M.C.D. (1991). Comportamento de acasalamento de *Scrobipalpula absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). Pesquisa Agropecuária Brasileira 26, 827-35.
150. Lorini, I.; Krzyzanowski, F.C.; França-Neto, J.B.; Henning, A.A. (2010). Principais Pragas e Métodos de Controle em Sementes durante o Armazenamento – Série Sementes. Londrina: EMBRAPA.
151. Pratissoli, D.; Parra, J.R.P.; Oliveira, H.N.; Pereira, F.F. (2003). Aspectos biológicos da Traça-da-Batatinha *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae). Ciência Rural 33, 1153-6.
152. Heppner, J.B. (2008). Geometer Moths (Lepidoptera: Geometridae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1610-1.
153. Powel, J.A. (2009). Lepidoptera. In: Resh, V.H.; Cardé, R.T. (Ed.). Encyclopedia of Insects. Oxford: Elsevier.
154. Dias, M.M. (1996). Considerações taxonômicas sobre o gênero *Cundimarca* Rindge (Lepidoptera, Geometridae) e descrição de uma nova espécie. Revista Brasileira de Zoologia 15, 951-8.
155. Rindge, F.H. (1961). A revision of the Nacophorini (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the American Museum of Natural History 123, 87-154.
156. Rindge, F.H. (1964). A revision of the genus *Anavinemina* and *Vinemina* (Lepidoptera, Geometridae). American Museum Novitates (2172), 1-40.
157. Rindge, F.H. (1964). A revision of the genera *Melanolophia*, *Pherotesia*, and *Melanotesia* (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the American Museum of Natural History 126, 241-434.
158. Rindge, F.H. (1967). A revision of the neotropical species of the moth genus *Glena* (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the American Museum of Natural History 135, 107-72.
159. Rindge, F.H. (1978). A revision of the genus *Sabulodes* (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the American Museum of Natural History 160, 193-292.
160. Rindge, F.H. (1983). A generic revision of the new world *Nacophorini* (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the American Museum of Natural History 175, 147-262.

161. Covell, C.V. (1963). A revision of the neotropical genus Erilophodes (Lepidoptera: Geometridae). Annals of the Entomological Society of America 56, 836-44.
162. Cook, M.A.; Scoble, M.J. (1995). Revision of the neotropical genus *Oospila* Warren (Lepidoptera: Geometridae). Bulletin of the Natural History Museum of London 64, 1-115.
163. Pitkin, L.M. (1996). Neotropical emerald moth: a review of the genera (Lepidoptera: Geometridae, Geometrinae). Zoological Journal of the Linnean Society 118, 309-440.
164. Scoble, M.J. (1995). A review of the moth tribe Palyadini with the description of a new genus (Geometridae: Ennominae). Systematic Entomology 20, 35-58.
165. Santos, G.P.; Zanuncio, T.V.; Zanuncio, J.C. (2000). Desenvolvimento de *Thyrinteina arnobia* Stoll (Lepidoptera: Geometridae) em folhas de *Eucalyptus urophylla* e *Psidium guajava*. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 29, 13-22.
166. Santos, G.P.; Zanuncio, J.C.; Alves, A.P.; Zanuncio, T.V. (1993). Biologia de *Fulgurodes sartinaria* Guenée (Lepidoptera, Geometridae) em *Pinus patula*. Revista Brasileira de Zoologia 10, 321-5.
167. Nunes, J.C.; Santos, R.S.S.; Carissimi, B.M.I.; N.M., Z.; Franco, C.R. (2013). Desenvolvimento de *Physocleora dimidiaria* (Guenée, 1852) (Lepidoptera: Geometridae) em hospedeiros naturais. Entomotropica 28, 183-91.
168. Heppner, J.B. (2008). Ghost Moths (Lepidoptera: Hepialidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1613.
169. Grehan, J.R. (1989). Larval feeding habits of the Hepialidae (Lepidoptera). Journal of Natural History 23, 803-24.
170. Grehan, J.R. (1983). Larval establishment behavior of the borer *Aenetus virescens* (Lepidoptera: Hepialidae) in live trees. New Zealand Entomologist 7, 413-7.
171. Packard, A.S. (1895). On the larvae of the Hepialidae. Journal of the New York Entomological Society 3, 69-73.
172. McCabe, T.L.; Wagner, D.L. (1989). The biology of *Sthenopis auratus* (Grote) (Lepidoptera: Hepialidae). Journal of the New York Entomological Society 97, 1-10.
173. Mallet, J. (1984). Sex roles in the ghost moth *Hepialus humuli* (L.) and a review of mating in the Hepialidae (Lepidoptera). Zoological Journal of the Linnean Society 79, 67-82.
174. BoldSystem – The Barcode of Life System [Internet]. 2014. Available from: http://www.boldsystems.org/.
175. Mielke, C.G.C.; Grehan, J.R. (2012). Catalogue of the Latin American Hepialidae with taxonomic remarks (Lepidoptera). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 32, 131-58.
176. Mielke, C.G.C.; Casagrande, M.M. (2013). A new *Cibyra* Walker, 1856 from southern Brazil with taxonomic notes (first note) (Lepidoptera, Hepialidae). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 34, 73-86.
177. Mielke, C.G.C. (2014). Notes about *Cibyra* Walker, 1856 (second note), with description of two new species from southeastern and southern Brazil (Lepidoptera, Hepialidae). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 34, 213-7.
178. Mielke, C.G.C. (2015). Notes about *Cibyra* Walker, 1856 (third note), with description of three new species from southeastern and southern Brazil (Lepidoptera, Hepialidae). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 36, 12-7.
179. Mielke, C.G.C.; Grehan, J.R. (2015). Revision of the genus *Aepytus* Herrich-Schäffer, [1856] (Lepidoptera, Hepialidae) with description of two new species from Brazil. The European Entomologist 7, 65-90.
180. Grehan, J.R. (2010). Structural variants in the morphology of the first abdominal tergite supporting the monophyly of the Latin American genera *Cibyra* Walker, *Druceiella* Viette, *Pfitzneriana* Viette and *Trichophassus* Le Cerf (Lepidoptera: Hepialidae). Bulletin of the Buffalo Museum of Science 39, 43-63.

181. Mielke, O.H.H.; Carneiro, E.; Casagrande, M.M. (2012). Hesperiidae (Lepidoptera, Hesperioidea) from Ponta Grossa, Paraná, Brazil: 70 years of records with special reference to faunal composition of Vila Velha State Park. Revista Brasileira de Entomologia 56, 59-66.
182. Biezanko, C.M.; Mielke, O.H.H. (1973). Contribuição ao estudo faunístico dos Hesperiidae Americanos. IV espécies do Rio Grande do Sul, Brasil, com notas taxonômicas e descrições de espécies novas (Lepidoptera). Acta Biológica Paranaense 2, 51-102.
183. Heppner, J.B. (2008). Skipper Butterflies (Lepidoptera: Hesperiidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3386.
184. Vieira, R.S. (2004). Efeito da fragmentação florestal sobre borboletas (Lepidoptera, Hesperiidae) associadas à formiga-de-correição Eciton burchelli (Hymenoptera, Formicidae, Ecitoninae). Universidade Federal de São Carlos, São Paulo.
185. Carvalho, A.G.; Wendt, J.G.N.; Lima, W.G.; Brasil, F.C. (1999). Parâmetros biológicos e consumo de área foliar de *Urbanus acawoios* (Williams, 1926) (Lepidoptera: Hesperiidae) em *Galactia striata* (Jacq.) Ub (Leguminosae: Faboideae). Floresta e Ambiente 6, 88-94.
186. Trevisan, H.N.; Lunz, J.; Mehl, A.; Carvalho, A.G. (2004). Consumo foliar e aspectos biológicos de *Urbanus acawoios* (Lep.: Hesperiidae) alimentado com folíolos de *Clitoria fairchildiana* (Leguminosae: Faboideae) em três níveis de maturidade. Ciência Rural 34, 1-4.
187. Bell, E.L. (1937). New genera and new species of Neotropical Hesperiidae with notes on some others (Lepidoptera: Rhopalocera). American Museum Novitates (914), 1-17.
188. Bell, E.L. (1940). A new genus and some new species of Neotropical Hesperiidae (Lepidoptera: Rhopalocera). American Museum Novitates (1064), 1-5.
189. Bell, E.L. (1941). New species of Neotropical Hesperiidae (Lepidoptera: Rhopalocera). American Museum Novitates (1125), 1-10.
190. Bell, E.L. (1942). New genera and new species of Neotropical Hesperiidae (Lepidoptera: Rhopalocera). American Museum Novitates (1205), 1-9.
191. Bell, E.L. (1947). A new genus and some new species and subspecies of Neotropical Hesperiidae (Lepidoptera, Rhopalocera). American Museum Novitates (1354), 1-12.
192. Bell, E.L. (1959). Descriptions of some new species of Neotropical Hesperiidae (Lepidoptera, Rhopalocera). American Museum Novitates (1962), 1-16.
193. Mielke, O.H.H. (1968). Duas espécies novas de *Drephalys*, provenientes de Santa Catarina (Lepidoptera, Hesperiidae). Atas Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 12, 129-33.
194. Mielke, O.H.H. (1969). Notas sobre as espécies brasileiras do gênero *Corticea* com descrição de três espécies novas (Lepidoptera: Hesperiidae). Boletim da Universidade Federal do Paraná 3, 143-66.
195. Mielke, O.H.H. (1969). Novos hesperiinae brasileiros (Lepidoptera, Hesperiidae). Revista Brasileira de Biologia 29, 1-12.
196. Mielke, O.H.H. (1971). Contribuição ao estudo faunístico dos Hesperiidae americanos – II. Distribuição geográfica das espécies de *Aguna* Williams, 1927, com descrição de uma espécie nova e um novo sinônimo. Arquivos do Museu Nacional 54, 203-9.
197. Mielke, O.H.H. (1975). Sobre algumas espécies de *Staphylus* Godman & Salvin (Lepidoptera: Hesperiidae). Acta Biológica Paranaense 4, 25-34.
198. Mielke, O.H.H. (1989). Novas espécies de *Vidius* Evans e *Cobalopsis* Godman & Salvin do Brasil (Lepidoptera, Hesperiidae, Hesperiinae). Revista Brasileira de Zoologia 6, 659-70.
199. Mielke, O.H.H. (1994). Revisão de *Elbella* Evans e gêneros afins (Lepidoptera, Hesperiidae, Pyrrhopyginae). revista Brasileira de Zoologia 11, 395-586.
200. Favretto, M.A. (2012). Borboletas e mariposas (Insecta: Lepidoptera) do município de Joaçaba, Santa Catarina, Brasil. EntomoBrasilis 5, 167-9.

201. Favretto, M.A.; Santos, E.B. (2014). Lepidoptera of a riparian area at municipalities of Ouro and Capinzal, Santa Catarina, Southern Brazil, with a new record for the state. Revista Eletrônica de Biologia 7, 35-42.
202. Pelham, J.P. (2014). A catalogue of the butterflies of the United States and Canada. Retrieved, from http://butterfliesofamerica.com/US-Can-Cat.htm
203. Schmidt, D.G.; Costa, L.C.; Elpino-Campos, A.; Barp, E.A. (2012). Diversidade de borboletas (Lepidoptera) na borda e no interior de um fragmento de mata no município de Seara, SC. Saúde e Meio Ambiente 1, 3-15.
204. Carneiro, E.; Mielke, O.H.H.; Casagrande, M.M.B.d.s.d.i.d.S.C., Florianópolis, Santa Catarina, Brasil (Lepidoptera: Hesperioidea e Papilionoidea). SHILAP Revista de Lepidopterología. 36(142): 261-271. (2008). Borboletas do sul da ilha de Santa Catarina, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil (Lepidoptera: Hesperioidea e Papilionoidea). SHILAP Revista de Lepidopterología 36, 261-71.
205. Heppner, J.B. (2008). Lappet Moths (Lepidoptera: Lasiocampidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 2133.
206. Specht, A.; Formentini, A.C.; Corseuil, E. (2004). Aspectos biológicos de *Tolype ventriosa* (Lepidoptera, Lasiocampidae) em laboratório. Biociências 12, 37-42.
207. Ruf, C.; Kornmaier, B.; Fiedler, K. (2001). Continuous long-term monitoring of daily foraging patterns in three species of lappet moth caterpillars (Lasiocampidae). Nota Lepidopterologica 24, 87-9.
208. Louzada, R.S.; Müller, F.A.; Gonçalves, R.S.; Nava, D.E. (2011). Occurrence and biology of *Tolype innocens* (Burmeister) on blueberry. Revista Brasileira de Fruticultura 33, 61-5.
209. Heppner, J.B. (2008). Slug Catterpillar Moths (Lepidoptera: Limacodidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3390-1.
210. Ribeiro, R.C.; Lemos, W.P.; Barnardino, A.S.; Buecke, J.; Müller, A.A. (2010). Primeira ocorrência de *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) predando lagartas desfolhadoras do dendezeiro no estado do Pará. Neotropical Entomology 39, 131-2.
211. Siewert, R.R.; Silva, E.J.E. (2012). Ocorrência de lepidópteros de importância médica (Lepidoptera: Aididae, Lasiocampidae, Limacodidae e Megalopygidae) no Cerro da Buena, município de Morro Redondo, Rio Grande do Sul, Brasil. Biotemas 25, 279-83.
212. Harrison, J.O. (1963). On the biology of three banana pests in Costa Rica (Lepidoptera: Limacodide, Nymphalidae). Annals of the Entomological Society of America 56, 87-94.
213. Martínez, L.C.; Plata-Rueda, A.; Serrao, J.E.; Zanuncio, J.C. (2014). Life history traits and damage potential of an invasive pest *Acharia fusca* (Lepidoptera: Limacodidae) on oil palm. Annals of the Entomological Society of America 107, 1086-93.
214. Dyar, H.G. (1927). New species of American Lepidoptera of the families Limacodidae and Dalceridae. Journal of the Washington Academy of Sciences 17, 544-51.
215. Pogue, M.G. (2009). Biodiversity of Lepidoptera. In: Foottit, R.G.; Adler, P.H. (Ed.). Insect Biodiversity: Science and Society. Blackwell Publishing. p. 325-56.
216. Heppner, J.B. (2008). Gossamer-Winged Butterflies (Lepidoptera: Lycaenidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1634-5.
217. Wahlberg, N.; Braby, M.F.; Brower, A.V.Z.; De Jong, R.; Lee, M.; Nylin, S.; Pierce, N.E.; Sperling, F.A.H.; Vila, R.; Warren, A.D.; Zakharov, E. (2005). Synergistic effects of combining morphological and molecular data in resolving the phylogeny of butterflies and skippers. Proceedings of the Royal Society B 272, 1577-86.
218. New, T.R. (1993). Introduction to the Biology and Conservation of the Lycaenidae. In: New, T.R. (Ed.). Conservation Biology of Lycaenidae (Butterflies) Occasional Paper of the IUCN Species Survival Commission. The IUCN Species Survival Commission, International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. p. 1-21.

219. Kaminski, L.A. (2010). Mirmecofilia em *Parrahasius polibetes* (Lepidoptera: Lycaenidae): história natural, custos, seleção de planta hospedeira e benefícios da co-correncia com hemípteros mirmecófilos. (Doutorado) Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
220. Pierce, N.E. (1995). Predatory and parasitic lepidoptera: carnivores living on plants. Journal of the Lepidopterists' Society 49, 412-53.
221. Duarte, M.; Robbins, R.K.; Freitas, A.V.L.; Brown Jr., K.S.; Monteiro, R.F.; Casagrande, M.M.; Mielke, O.H.K.; Nascimento, M.d.S.; Alves, T.G. (2009). Borboletas Da Mata Atlantica do Estado do Rio De Janeiro: Lycaenidae (Lepidoptera). Arquivos do Museu Nacional 67, 291-302.
222. Brown Jr., K.S.; Freitas, A.V.L. (1999). Lepidoptera. In: Brandão, C.R.F.; Cancello, E.M. (Ed.). Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: síntese do conhecimento ao final do século XX. São Paulo: FAPESP. p. 225-43.
223. Johnson, K. (1989). A revision of the South American hairstreak butterfly genera *Tergissima* and *Femniterga* (Lycaenidae: Theclinae). Insecta Mundi 3, 195-215.
224. Robbins, R.K. (2001). An overview of *Strymon* Hübner (Lycaenidae: Theclinae: Eumaeini). Journal of Lepidopterists' Society 55, 85-100.
225. Robbins, R.K.; Busby, R.; Duarte, M. (2010). Phylogeny and taxonomy of the Neotropical *Thepytus* (Lepidoptera: Lycaenidae: Theclinae). Arthropod Systematics & Phylogeny 68, 35-52.
226. Favretto, M.A.; Piovesan, M.; Orlandin, E.; Santos, E.B. (2015). Lepidoptera em um fragmento florestal urbano no sul do Brasil. Scientia Plena 11, 1-6.
227. Heppner, J.B. (2008). Flannel Moths (Megalopygidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1464-5.
228. Lepesqueur, C. (2012). Megalopygidae (Lepidoptera, Zygaenoidea): biologia, diversidade e biogeografia. (Doutorado.) Universidade de Brasília, Brasília.
229. Espindula, A.P.; Ferraz, M.L.F.; Ferreira, A.A.; Faleiros, A.C.G.; F.A., O.; Teixeira, V.P.A. (2009). Acidente humano por lepidóptero. Revista de Patologia Tropical 38, 63-6.
230. Silva, J.J.; Limongi, J.E.; Roscoe, E.H.; Moraes, R.H.P. (2011). Acidente humano por *Megalopyge lanata* (Lepidoptera: Megalopygidae) em área urbana do município de Uberlândia, MG, Brasil. Revista de Patologia Tropical 40, 362-6.
231. Laurent, R.A.S.; Dombroskie, J.J. (2015). Revision of the genus *Eadmuna* Schaus, 1928 (Lepidoptera, Mimallonidae) with a description of a new species from French Guiana. ZooKeys 494, 51-68.
232. Heppner, J.B. (2008). Sackbearer Moths (Lepidoptera: Mimallonidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3225-6.
233. Pereira, J.M.M.; Zanuncio, T.V.; Zanuncio, J.C.; Pallini, A. (2001). Lepidoptera pests collected in *Eucalyptus urophylla* (Myrtaceae) plantations during five years in Três Marias, State of Minas Gerais, Brazil. Revista de Biologia Tropical 49, 1073-82.
234. Zanuncio, T.V.; Zanuncio, J.C.; Zanuncio-Junior, J.S.; Santos, G.P.; Fialho, M.C.Q.; Bernardino, A.S. (2005). Aspetos biológicos e morfológicos de *Mimallo amilia* (Lepidoptera: Mimallonidae) em folhas de *Eucalyptus urophylla*. Revista Árvore 29, 321-6.
235. Zahiri, R.; Lafontaine, D.; Schmidt, C.; Holloway, J.D.; Kitching, I.J.; Mutanen, M.; Wahlberg, N. (2013). Relationships among the basal lineages of Noctuidae (Lepidoptera, Noctuoidea) based on eight gene regions. Zoologica Scripta 42, 1-20.
236. Zahiri, R.; Kitching, I.J.; Lafontaine, D.; Mutanen, M.; Kaila, L.; Holloway, J.D.; Wahlberg, N. (2010). A new molecular phylogeny offers hope for a stable family level classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). Zoologica Scripta 40, 158-73.
237. Van Nieukerken, E.J.; Kaila, L.; Kitching, I.J.; Kristensen, N.P.; Lees, D.C.; Minet, J.; Mitter, C.; Mutanen, M.; Regier, J.C.; Simonsen, T.J.; Wahlberg, N.; Yen, S.-H.; Zahiri, R.; Adamski, D.; Baixeras, J.; Bartsch, D.; Bengtsson, B.Å.; Brown, J.W.; Bucheli, S.R.; De Prins, J.; De Prins, W.; Epstein, M.E.; Gentili-Poole, P.; Gielis, C.; Hättenschwiler, P.;

Hausmann, A.; Holloway, J.D.; Kallies, A.; Karsholt, O.; Kawahara, A.Y.; Koster, S.; Kozlov, M.V.; Lafontaine, J.D.; Nuss, M.; Park, K.-T.; Penz, C.; Rota, J.; Schintlmeister, A.; Schmidt, B.C.; Sohn, J.C.; Solis, M.A.; Tarmann, G.M.; Warren, A.D.; Weller, S.; Yakovlev, R.V.; Zolotuhin, V.V.; Zwick, A. (2011). Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.). Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. p. 212-21.
238. Torre-Bueno, J.R. (1989). The Torre-Bueno glossary of Entomology. New York Entomological Society, American Museum of Natural History.
239. Minet, J.; Surlykke, A. (2003). Auditory and sound producing organs. In: Kristensen, N.P. (Ed.). Lepidoptera, Moths and Butterflies Vol 2: Morphology, Physiology, and Development. Berlin: Walter de Gruyter. p. 289–323.
240. Heppner, J.B. (2008). Owlet Moths (Lepidoptera: Noctuidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 2711.
241. Pogue, M.G. (2002). A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). Memoirs of the American Entomological Society 43, 1-202.
242. Oliveira, M.R.V.; Silva, S.F.; K.R., V.; Queiroz, P.R.; Monnerat, R.; Hiragi, C.O.; Simões, K.C.C.; Almeida, D.C.; Lima, L.H.C. (2005). Perfil molecular obtido por RAPD-PCR para a praga quarentenária para o Brasil, *Agrotis segetum* (Lepidoptera, Noctuidae). EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia.
243. Carnegie, A.J.M.; Dick, J. (1972). Notes on sugarcane trash caterpillars (Noctuidae) and effects of defoliation on the crop. Proceedings of The South African Sugar Technologists' Association 46, 160-7.
244. Specht, A.; Sosa-Gomez, D.R.; Paula-Moraes, S.V.; Yano, S.A.C. (2013). Identificação morfológica e molecular de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e ampliação de seu registro de ocorrência no Brasil. Pesquisa Agropecuária Brasileira 48, 689-92.
245. Montezano, D.G.; Specht, A.; Bortolin, T.M.; Fronza, E.; Sosa-Gómez, D.R.; Roque-Specht, V.F.; Pezzi, P.; Luz, P.C.; Barros, N.M. (2013). Immature stages of *Spodoptera albula* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental parameters and host plants. Anais da Academia Brasileira de Ciências 85, 271-84.
246. Specht, A.; Angulo, A.O.; Olivares, T.S.; Fronza, E.; Roque-Specht, V.F.; Valduga, E.; Albrecht, F.; Poletto, G.; Barros, N.M. (2013). Life cycle of *Agrotis malefida* (Lepidoptera: Noctuidae): a diapausing cutworm. Zoologia 30, 371-8.
247. Heppner, J.B. (2008). Prominent Moths (Lepidoptera: Notodontidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3050-1.
248. Zanuncio, T.V.; Zanuncio, J.C.; Cruz, A.P.; Vinha, E. (1994). Biologia de *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Notodontidae) em folhas de *Eucalyptus urophylla*. Acta Amazonica 24, 153-60.
249. Markin, G.P.; Nagata, R.F.; Taniguchi, G. (1989). Biology and behavior of the South American moth, *Cyanotricha necyria* (Felder and Rogenhofer) (Lepidoptera: Notodontidae) a potential biocontrol agent in Hawaii of the Forest Weed Passiflora mollisima (HBK) Bailey. Proceedings, Hawaiian Entomological Society 29, 115-23.
250. Schaus, W. (1939). New species of moths of the families Notodontidae and Bombycidae in the United States National Museum. Proceedings of the United States National Museum 86, 543-61.
251. Willmott, K.R. (2008). Brush-Footed Butterflies (Lepidoptera: Nymphalidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 583-9.
252. Veddeler, D.; Schulze, C.H.; Steffan-Dewenter, I.; Buchori, D.; Tscharntke, T. (2005). The contribution of tropical secondary forest fragments to the conservation of fruit-feeding butterflies: Effects of isolation and age. Biodiversity and Conservation 14, 3577-92.

253. Uehara-Prado, M.; V.L., F.a.; Francini, R.B.; Brown Jr., K.S. (2004). Guia das borboletas frugívoras da Reserva Estadual do Morro Grande e região de Caucaia do Alto, Cotia (São Paulo). Biota Neotropica 4, 1-9.
254. Teston, J.A.; Toledo, K.G.; Corseuil, E. (2006). Ninfalídeos (Lepidoptera, Nymphalidae) ocorrentes no Rio Grande do Sul, Brasil. Parte III. Heliconiinae e Libytheinae. Biociências 14, 208-13.
255. Futuyma, D. (1986). Evolutionary Biology. Massachusetts: Sinauer Associates.
256. Sherratt, T.N. (2008). The evolution of Müllerian mimicry. Naturwissenschaften 95, 681-95.
257. Barracco, M.A.; Zillig, C. (2009). Parceiro de Charles Darwin. Scientific American.
258. Brown Jr., K.S.; Von Schoultz, B.; Suomalainen, E. (2004). Chromosome evolution in Neotropical Danainae and Ithomiinae (Lepidoptera). Hereditas 141, 216-36.
259. Francini, R.B.; Penz, C.M. (2006). An illustrated key to male *Actinote* from Southeastern Brazil (Lepidoptera, Nymphalidae). Biota Neotropica 6, 1-46.
260. Corso, G.; Hernández, M.I.M. (2012). Borboletas frugívoras de Mata Atlântica em Santa Catarina. Biotemas 25, 139-48.
261. Freitas, A.V.L.; Mielke, O.H.H.; Moser, A.; Silva-Brandão, K.L.; Isehard, C.A. (2011). A new genus and species of *Euptychiina* (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrindae) from Southern Brazil. Neotropical Entomology 40, 231-7.
262. Freitas, A.V.L.; Kaminski, L.A.; Mielke, O.H.H.; Barbosa, E.P.; Silva-Brandão, K.L. (2012). A new species of *Yphthimoides* (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the southern Atlantic forest region. Zootaxa 3526, 31-44.
263. Freitas, A.V.L.; Barbosa, E.P.; Santos, J.P.; Mielke, O.H.H. (2013). A new genus, *Atlanteuptychia* gen. nov., for Euptychia ernestina (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). Zoologia 30, 661-8.
264. Siewert, R.R.; Zacca, T.; Dias, F.M.S.; Freitas, A.V.L.; Mielke, O.H.H.; Casagrande, M.M. (2013). The "*Taygetis ypthima* species group" (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae): taxonomy, variation and description of a new species. ZooKeys 356, 11-29.
265. Casagrande, M.M.; Mielke, O.H.H. (2000). Larva de quinto estádio e pupa de *Caligo martia* (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae). Revista Brasileira de Zoologia 17, 75-9.
266. Casagrande, M.M.; Mielke, O.H.H. (2007). Sobre a bionomia de *Eryphanis reevesii* (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Tropical Lepidoptera 17, 19-21.
267. Brown Jr., K.S. (1992). Borboletas da Serra do Japi: Diversidade, Habitats, Recursos Alimentares e Variação Temporal. In: Morellato, L.P.C. (Ed.). Historia Natural da Serra do Japi Ecologia e Preservação de uma Área Florestal no Sudeste do Brasil. Campinas, São Paulo: Editora UNICAMP/FAPESP. p. 142-86.
268. Devries, P.J.; Penz, C.M.; Hill, R.I. (2010). Vertical distribution, flight behaviour and evolution of wing morphology in *Morpho* butterflies. Journal of Animal Ecology 79, 1077-85.
269. Canals, G.R. (2003). Mariposas de Misiones. Buenos Aires: L.O.L.A.
270. Beccaloni, G.W.; Viloria, A.L.; Hall, S.K.; Robinson, G.S. Catalogue of the Hostplants of the Neotropical Butterflies / Catálogo de las Plantas Huésped de las Mariposas Neotropicales. In: Milenio, m.m.-M.T., editor. Zaragoza, Spain2008. p. 536
271. Costa, F.A.P.L. (2002). Borboletas Ithomiinae (Lepidoptera, Nymphalidae) da Reserva Biológicas D'Anta (Juiz de Fora, MG). Revista Brasileira de Zoociências 4, 143-9.
272. Ruszczyk, A.; Nascimento, E.S. (1999). Biologia dos adultos de *Methona themisto* (Hübner, 1818) (Lepidoptera, Nymphalidae, Ithomiinae) em praças públicas de Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Biologia 59, 577-83.
273. Barbosa, K.V.C.; Costa, T.V.V. (2013). Notes on the morphology and larval development of *Methona themisto* (Hübner, 1818) (Lepidoptera: Nymphalidae: Ithomiini) from southeastern Brazil. The Journal of Research on the Lepidoptera 46, 67-74.

274. Garcia, K.F.M. (2008). Mecanismo de defesa contra predadores em larvas da borboleta *Methona themisto* (Nymphalidae: Ithomiinae). Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.
275. Francini, R.B. (1989). Biologia e ecologia das borboletas Actinote (Lepidoptera: Nymphalidae) na transição subtropical no sudeste do Brasil. (Mestrado) Universidade Estadual de Campinas.
276. Paluch, M. (2006). Revisão das espécies de *Actinote* Hübner, [1819] (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae, Acraeini). (Doutorado) Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
277. Heppner, J.B. (2008). Swallowtail butterflies (Lepidoptera: Papilionidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3635.
278. Freitas, A.V.L.; Ramos, R.R. (2001). Population biology of *Parides anchises nephalion* (Papilionidae) in a coastal site in Southeast Brazil. Brazilian Journal of Biology 61, 623-30.
279. Graça, M.B.C.S.; Nunes-Gutjahr, A.L. (2014). Immature stages of *Heraclides thoas thoas* (Linnaeus, 1771) (Lepidoptera: Papilionidae): biology and morphology. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Ciências Naturais 9, 519-31.
280. Heppner, J.B. (2008). Yellow-White Butterflies (Lepidoptera: Pieridae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 4366.
281. Leite, K.C.A.; Motta, C.S.; Xavier-Filho, F.F. (2007). Pierídeos (Lepidoptera: Pieridae) da Coleção de Invertebrados do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA. Acta Amazônica 37, 475-8.
282. Herrera, J. (1952). Ausencia de dimorfismo sexual en *Colias flaveola* Blanchard 1852. Revista Chilena de Entomologia 2, 171-7.
283. Cardoso, M.O.; Pamplona, A.M.S.R.; Michereff Filho, M. Recomendações técnicas para o controle de lepidópteros pragas em couve e repolho no Amazonas. Manaus: Embrapa Uepae de Manaus; 2010.
284. Vasconcellos-Neto, J.; Gonzaga, M.O. (2000). Evolução de padrões de coloração em artrópodes. In: Martins, R.P.; Lewinschn, T.M.; Barbeiro, S.M.S. (Ed.). Ecologia e comportamento de Insetos. Rio de Janeiro: PPGE-UFRJ. p. 143- 59.
285. Link, D.; Costa, E.C. (1983). Aspectos da biologia de *Ascia monuste orseis* (Latreille, 1819) sobre algumas crucíferas. Revista do Centro de Ciências Rurais 13, 65-73.
286. Born, F.S.; Lima, I.M.M. (2005). Desenvolvimento pós-embrionário de *Anteos menippe* (Hübner) (Lepidoptera, Pieridae) em *Cassia ferruginea* Shrad. (Caesalpinaceae), em laboratório. Revista Brasileira de Entomologia 49, 522-6.
287. Heppner, J.B. (2008). Snout Moths (Lepidoptera: Pyralidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 3430-1.
288. Nava, D.E.; Neves, A.D.; Diez-Rodríguez, G.I.; Gonçalves, J.C.; Parra, J.R.P. (2004). Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Deuterollyta majuscula* (Lep.: Pyralidae) em abacateiro (*Persea americana* Mill.). Revista Brasileira de Fruticultura 26, 234-6.
289. Heppner, J.B. (2008). Bagworm Moths (Lepidoptera: Psychidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 358.
290. Rhainds, M.; Davis, D.R.; Price, P.W. (2009). Bionomics of bagworms (Lepidoptera: Psychidae). Annual Review of Entomology 54, 209-26.
291. Davis, D.R.; Quintero, D.A.; Cambra, R.A.; Aiello, A. (2008). Biology of a new Panamanian bagworm moth (Lepidoptera: Psychidae) with predatory larvae and eggs individually wrapped in setal cases. Annals of the Entomological Society of America 101, 689-702.
292. Arce, J.J.C.; F.O., P.; F.E., B. (1987). Biologia do bicho do cesto *Oiketicus kirbyi* (Lands.-Guilding, 1827) (Lepidoptera, Psychidae) em folhas de *Eucalyptus* sp. . Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz 44, 341-58.
293. Matthews, D.L. (2008). Plume Moths (Lepidoptera: Pterophoridae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 2953-4.

294. Nupponen, K.; Ahola, M. (2001). Notes on the biology of *Pterophorus volgensis* (Möschler, 1862) with description of the larval stage (Lepidoptera, Pterophoridae). Entomologica Fennica 12, 22-7.
295. Muniappan, R.; Viraktamath, C.A. (1986). Status of biological control of the weed, *Lantana camara* in India. Tropical pest management 32, 40-2.
296. McLaren, D.A.; Cullen, J.M.; Morley, T.B.; Ireson, J.E.; Snell, K.A.; Gourlay, A.H.; Sagliocco, J.L. (2011). Host Specificity and Impacts of *Platyptilia isodactyla* (Lepidoptera: Pterophoridae), a Biological Control Agent for *Jacobaea vulgaris* (Asteraceae) in Australia and New Zealand. XIII International Symposium on Biological Control of Weeds, 389-99.
297. Gielis, C. (2006). Review of the Neotropical species of the family Pterophoridae, part I: Ochyroticinae, Deuterocopinae, Pterophorinae (Platyptiliini, Exelastini, Oxyptilini) (Lepidoptera). Zoologische Mededelingen 80, 1-290.
298. Gielis, C. (2011). Review of the Neotropical species of the family Pterophoridae, part 2: Pterophorinae (Oidaematophorini, Pterophorini) (Lepidoptera). Zoologische Mededelingen 85, 589-824.
299. Hall, J.P.W. (2008). Metalmark Butterflies (Lepidoptera: Riodinidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 2345-9.
300. Penz, C.M.; DeVries, P.J. (1999). Preliminary assessment of the tribe Lemoniini (Lepidoptera: Riodinidae) based on adult morphology. American Museum Novitates (3284), 1-32.
301. Hall, J.P.W. (2001). A revision of the new riodinid butterfly genus *Dachetola* (Lepidoptera: Riodinidae). Journal of the New York Entomological Society 109, 183-95.
302. Hall, J.P.W.; Harvey, D.J. (2001). A phylogenetic analysis of the Neotropical riodinid butterfly genera *Juditha*, *Lemonias*, *Thisbe* and *Uraneis*, with a revision of Juditha (Lepidoptera: Riodinidae: Nymphidiini). Systematic Entomology 26, 453-90.
303. Hall, J.P.W.; Callaghan, C.J. (2003). A revision of the new riodinid butterfly genus *Pseudotinea* (Lepidoptera: Riodinidae). Journal of Natural History 37, 821-37.
304. Callaghan, C.J. (2010). A re-evaluation of the *Aricoris constantius* group with the recognition of three species (Lepidoptera: Riodinidae). Zoologia 27, 395-402.
305. Kaminski, L.A.; Carvalho-Filho, F.S. (2012). Life history of *Aricoris propitia* (Lepidoptera: Riodinidae) – a myrmecophilous butterfly obligately associated with fire ants. Psyche 2012, 1-10.
306. Callaghan, C.J. (1986). Restinga butterflies: biology of *Synargis brennus* (Stichel) (Riodinidae). Journal of Lepidopterists' Society 40, 93-6.
307. Callaghan, C.J. (1985). Notes on the biology of Stalachtis susanna (Lycaenidae: Riodininae) with a discussion of riodinine larval strategies. Journal of Research on the Lepidoptera 24, 258-63.
308. DeVries, P.J.; Penz, C.M. (2000). Entomophagy, behavior, and elongated thoracic legs in the myrmecophilous neotropical butterfly *Alesa amesis* (Riodinidae). Biotropica 32, 712-21.
309. DeVries, P.J. (1991). Mutualism between *Thisbe irenea* butterflies and ants, and the role of ant ecology in the evolution of larval–ant associations. Biological Journal of the Linnean Society 43, 179-95.
310. Kaminski, L.A.; Freitas, A.V.L.; Oliveira, P.S. (2010). Interaction between mutualisms: ant-tended butterflies exploit enemyfree space provided by ant-treehopper associations. American Naturalist 176, 322-34.
311. Kaminski, L.A.; Mota, L.L.; Freitas, A.V.L.; Moreira, G.R.P. (2013). Two ways to be a myrmecophilous butterfly: natural history and comparative immature-stage morphology of two species of *Theope* (Lepidoptera: Riodinidae). Biological Journal of Linnean Society 108, 844-70.
312. Heppner, J.B. (2008). Emperor Moths (Lepidoptera: Saturniidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1307-9.

313. Johnson, F. (1937). New species of Saturniidae (Lepidoptera). Entomological News 48, 181-3.
314. Mielke, C.G.C.; Rougerie, R.; Decaëns, T. (2012). A new *Scolesa* Michener, 1949 from southeastern Brazil (Lepidoptera: Saturniidae, Ceratocampinae). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 33, 81-6.
315. Lemaire, C.; Mielke, C.G.C. (1998). A new *Automerella* from southeastern Brazil (Lepidoptera: Saturniidae: Hemileucinae). Tropical Lepidoptera 9, 59-60.
316. Camargo, A.J.A.; Mielke, O.H.H.; Casagrande, M.M. (2007). Nova espécie de *Paradaemonia* Bouvier (Lepidoptera, Saturniidae, Arsenurinae) do centro-sul, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia 24, 1131-8.
317. Schaus, W. (1896). New species of Heterocera. Journal of the New York Entomological Society 4, 51-60.
318. Schaus, W. (1900). New species of Heterocera from Tropical America. Journal New York Entomological Society 8, 225-34.
319. Schaus, W. (1921). New species of Lepidoptera in the United States National Museum. Proceedings of the United States National Museum 59, 349-96.
320. Schaus, W. (1940). New species of heterocerous moths in the United States National Museum. Proceedings of the United States National Museum 89, 497-511.
321. Oiticica-Filho, J.; Michener, C.D. (1949). Genitalic variability in a species of moth of the genus Eacles (Lepidoptera, Saturniidae). American Museum Novitates (1440), 1-5.
322. Duarte, A.C.; Caovilla, J.; Lorini, I.; Lorini, D.; Mantovani, G.; Sumida, J.; Manfri, P.C.; Silveira, R.C.; Moura, S.P. (1990). Insuficiência renal aguda por acidentes com lagartas. Jornal Brasileiro de Nefrologia 12, 184-7.
323. Veiga, A.B.G.; Blochtein, B.; Guimarães, J.A. (2001). Structures involved in production, secretion and injection of the venom produced by the caterpillar *Lonomia obliqua* (Lepidoptera, Saturniidae). Toxicon 39, 1343-51.
324. Garcia, C.M.; Danni-Oliveira, I.M. (2007). Occurrence of accidents caused by *Lonomia obliqua* Walker, in the State of Paraná between 1989 and 2001. Revista do Instituto de Medicina Tropical 40, 242-6.
325. Borges, J.D. (1985). Biologia de *Dirphia araucariae*, em laboratório. Pesquisa Agropecuária Brasileira 20, 155-8.
326. Specht, A.; Formentini, A.C.; Corseuil, E. (2006). Biologia de *Hylesia nigricans* (Berg) (Lepidoptera, Saturniidae, Hemileucinae). Revista Brasileira de Zoologia 23, 248-55.
327. Specht, A.; Formentini, A.C.; Corseuil, E. (2006). Biologia de *Automeris illustris* (Walker) (Lepidoptera, Saturniidae, Hemileucinae). Revista Brasileira de Zoologia 23, 537-46.
328. Specht, A.; Corseuil, E.; Benedetti, A.J.; Poletto, G.; Formentini, A.C. (2009). Aspectos biológicos e morfológicos de *Leucanella viridescens* (Lepidoptera: Saturniidae, Hemileucinae). Zoologia 25, 25-31.
329. Specht, A.; Formentini, A.C.; Corseuil, E. (2007). Biologia e aspectos morfológicos dos estágios imaturos de *Automeris naranja* Schaus (Lepidoptera, Saturniidae, Hemileucinae). Revista Brasileira de Zoologia 24, 523-434.
330. Urban, D.; Oliveira, B.L. (1972). Contribuição ao conhecimento da biologia de *Rothschildia jacobaeae* (Lepidoptera, Saturniidae). Acta Biológica Paranaense 1, 35-49.
331. Siewert, R.R.; Silva, E.J.E.; Mielke, C.G.C. (2010). Saturniidae from Santa Catarina state, Brazil, with taxonomi notes (Lepidoptera). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 30, 215-20.
332. Potter, D. (2008). Clearwing Moths (Lepidoptera: Sesiidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 928-30.
333. Lopes, P.S.N.; Souza, J.C.; Reis, P.R.; Oliveira, J.M.; Rocha, I.D.F. (2003). Caracterização do ataque da broca dos frutos do pequizeiro. Revista Brasileira de Fruticultura 25, 540-3.

334. Luz, G.R.; Rodrigues, P.M.S.; Menino, G.C.O.; Coutinho, E.S.; Nunes, Y.R.F. (2011). Caracterização física de frutos e putâmens e taxa de ataque por *Carmenta* sp. a pequizeiros (Caryocar brasiliense Camb.) no norte de Minas Gerais. Revista Brasileira de Fruticultura 33, 746-56.
335. Lenzi, J.C.; Benassi, V.L.R.M.; Souza, C.A.S.; Valente, F.I. (2013). *Carmenta foraseminis* (Lepidoptera: sesiidae), nova broca de frutos de cacau no Brasil. Revista de Agricultura 88, 70-5.
336. Karimpour, Y.; Fathipour, Y.; Talebi, A.A.; Moharramipour, S. (2007). Biology of *Chamaesphecia schizoceriformis* (Lep.: Sesiidae), a biocontrol agent of *Euphorbia boissieriana* (Euphorbiales: Euphorbiaceae) in north west of Iran. Journal of Entomological Society of Iran 26, 35-45.
337. Heppner, J.B. (2008). Hawk Moths (Lepidoptera: Sphingidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1772.
338. Smith, J.B. (1888). Monograph of the Sphingidae of America, North of Mexico. Transactions American Entomological Society 15, 1-228.
339. D'Abrera, B. (1986). Sphingidae Mundi: Hawk Moths of the World. Faringdon: E.W. Classey Ltda.
340. Silva, B.R. (1907). Lepidópteros do Brasil. Rio de Janeiro: Imprensa Nacional.
341. Alves, L.F.A.; Santana, D.L.Q.; Brancalhão, R.M.C. (2001). Ocorrência de *Perigonia lusca* (Fabr.) (Lep.: Sphingidae) em erva-mate (*Ilex paraguariensis*) no Brasil. Neotropical Entomology 30(2), 339-40.
342. Darrault, R.O.; Schlindwein, C. (2002). Esfingídeos (Lepidoptera, Sphingidae) no Tabuleiro Paraíbano, nordeste do Brasil: abundância, riqueza e relação com plantas esfingófilas. Revista Brasileira de Zoologia 19, 429-43.
343. Ávila-Jr., R.S.; Guimarães-Jr., P.; Cruz-Barros, M.A.V.; Corrêa, A.M.S.; Sazima, M. (2007). Caracterização das interações plantas-esfingídeos em Floresta Atlântica do Sudeste do Brasil: generalização ou especialização? Anais do VIII Congresso de Ecologia do Brasil.
344. Paluch, M.; Pessoa, C.C.; Borges-Paluch, L.R. (2013). Biologia de *Isognathus allamandae* Clark (Sphingidae, Macroglossinae, Dilophonotini). Revista Biociências 19, 5-11.
345. SpeciesLink. (2015). Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure (Lepidoptera) (DZUP-Lepidoptera). Retrieved, from http://www.splink.org.br/index?lang=pt&group=animais&ts_collectioncode=DZUP-Lepidoptera&action=search
346. Miller, M.A.; Hausmann, A. (1999). Catalogue of the type-specimens of the Sphingidae stored at the Zoologische Staatssammlung München (ZSM). Spixiana 22, 209-43.
347. Siewert, R.R.; Silva, E.J.E. (2010). Contribution to the knowledge of the hawkmoths fauna in the state of Santa Catarina, Brazil (Lepidoptera: Sphingidae). Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo 31, 63-6.
348. Martin, A. (2015). Hawkmoths of Brazil. Retrieved 31-VII-2015, from http://www.brazilhawkmoths.com/index.html.
349. Heppner, J.B. (2008). American Swallowtail Moths (Lepidoptera: Sematuridae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 149.
350. Heppner, J.B. (2008). Fungus Moths (Lepidoptera: Tineidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1555-6.
351. Davis, D.R.; Davis, M.M.; Mannion, C. (2012). Neotropical Tineidae IX: a review of the West Indian *Xystrologa* and biology of *Xystrologa grenadella* (Wlsm.), an invasive pest of cultivated greenhouse plants in Southern Florida, USA and Germany (Lepidoptera: Tineoidea). Proceedings of the Entomological Society of Washington 114, 439-55.
352. Potenza, M.R.; Sato, M.E.; Bergmann, E.C.; Raga, A.; Nishimori, R.K. (2000). Controle químico da traça *Opogona sacchari* (Bojer, 1856) (Lepidoptera,Ttineidae) em condições de laboratório. Arquivos do Instituto Biológico 67, 143-5.

353. Davis, D.R.; Peña, J.E. (1990). Biology and morphology of the banana moth, *Opogona sacchari* (Bojer), and its introduction into Florida (Lepidoptera: Tineidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington 92, 593-618.
354. Davis, D.R. (1998). A world classification of the Harmacloninae, a new subfamily of Tineidae (Lepidoptera: Tineoidea). Smithsonian Contributions to Zoology 597, 1-81.
355. Robinson, G.S. (1986). Fungus moths: a review of the Scardiinae (Lepidoptera: Tineidae). Bulletin of the British Museum (Natural History) (Entomology) 52, 37-181.
356. Pastori, P.L.; Monteiro, L.B.; Botton, M.; Pratissoli, D. (2007). Capacidade de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Bonagota salubricola* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae) sob diferentes temperaturas. Neotropical Entomology 36, 926-31.
357. Silva, O.A.B.N. (2013). Bases para o manejo da resistência de *Bonagota salubricola* e *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae) a inseticidas em pomares de macieira e pessegueiro. (Doutorado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
358. Monteiro, L.B.; Souza, A.; Belli, L. (2008). Confusão sexual para o controle de *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae), em pomares de macieira, em Fraiburgo (SC), Brasil. Bragantia 67, 191-6.
359. Manfredi-Coimbra, S.; Garcia, M.S.; Loeck, A.E.; Botton, M.; Foresti, J. (2005). Aspectos biológicos de *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick 1909) (Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais com diferentes fontes proteicas. Ciência Rural 35, 259-65.
360. Poltronieri, A.S.; Fernandes, W.C.; Schuber, J.M.; Pastori, P.L. (2014). Preferência de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) submetido a dois hospedeiros naturais. Revista Agro@mbiente On-line 8, 272-6.
361. Heppner, J.B. (2008). False Burnet Moths (Lepidptera: Urodidae). In: Capinera, J.L. (Ed.). Encyclopedia of Entomology. Springer. p. 1412-3.
362. Frost, S.W. (1972). Notes on *Urodus parvula* (Herny Edwards) (Yponomeutidae). The Journal of the Lepidopterists' Society 26, 173-7.
363. Adamski, D.; Boege, K.; Landry, J.F.; Sohn, J.C. (2009). Two new species of *Wockia* Heinemann (Lepidoptera: Urodidae) from coastal dry-forests in Western Mexico. Proceedings of the Entomological Society of Washington 111, 166-82.
364. Kyrki, J. (1988). The systematic position of *Wockia* Heinemann, 1870, and related genera (Lepidoptera: Ditrysia: Yponomeutidae auct.). Nota Lepidopterologica 11, 45-69.